ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XXII 1947 Nos 3-4

MÉMOIRES ORIGINAUX

ENTAMŒBA KNOWLESI N. SP. PARASITE DE DEUX TORTUES : *TERRAPINA CINOSTERNOIDES* ET *PLATYSTERNUM MEGACEPHALUM*

Par J. RODHAIN et M. Th. VAN HOOF

Dans une note présentée à la Société de Biologie Belge, en 1945, l'un de nous a mentionné qu'après une interruption de 4 ans, les cas d'amibiase relevant d'*Entamœba invadens* avaient réapparu parmi les serpents du Jardin Zoologique d'Anvers. Antérieurement nous avions prouvé que certains Chéloniens pouvaient être porteurs de l'entamibe pathogène sans en souffrir apparemment.

La réapparition des nouveaux cas mortels nous incita à rechercher, si, parmi les diverses espèces de tortues constituant la collection de la zoologie, se trouveraient des porteuses de l'entamibe pathogène.

Ces recherches, dont nous rapportons les résultats dans le présent travail, ont dû être fréquemment interrompues par suite de circonstances diverses qui les ont fait traîner en longueur.

Les tortues terrestres vivent dans de petits terrariums séparés, sans communication les uns avec les autres. En dehors de ces ter-

rariums fermés, vivent réunies une dizaine d'espèces de tortues d'eau dans un bassin ouvert dont l'eau est périodiquement renouvelée.

Nos recherches rappelées plus haut, nous avaient appris que l'on pouvait obtenir des cultures d'*Entamœba invadens* en ensemençant le culot de centrifugation de l'eau prélevée dans des terrariums où vivaient des porteurs de kystes.

Nous avons donc commencé par faire des cultures d'après cette technique. Environ 250 cm^3 d'eau recueillis en raclant le fond des dépressions, servant d'abreuvoir ou de bain pour les tortues, sont centrifugés à 3.000 tours pendant 10 minutes. Le culot est ensuite réparti en une série de tubes de culture.

Le milieu employé est celui qui nous sert pour l'entretien de nos souches d'*Entamœba invadens* à savoir :

Partie solide : sérum de mouton coagulé.
Partie liquide : Ringer.

Immédiatement après l'ensemencement des tubes, il est ajouté un peu d'amidon de riz stérilisé à sec. Les tubes sont maintenus à la température du laboratoire.

Les amibes apparaissent dans les cultures, où pullule une flore bactérienne très variée, après un laps de temps variant de 5 à 10 jours. Elles s'accompagnent ou non de flagellés ou d'infusoires divers.

Nos premiers essais remontent au 20-6-1944.

I. Le culot de centrifugation ensemencé provient d'un terrarium où vivent deux espèces de tortues : *Terrapina cinosternoïdes* et *Chelodina longicollis*.

Toutes les cultures deviennent positives. A frais les trophozoïtes présentent la plus grande ressemblance avec *Entamœba invadens*. Afin d'expérimenter leur pouvoir pathogène et établir ainsi leur identification, nous inoculons une première culture à un orvet (63). L'orvet, tenu en observation, ne présente aucun signe d'amibiase. Inoculé après cinq mois, au moyen d'une de nos souches d'*Entamœba invadens*, le reptile meurt d'amibiase typique après 60 jours.

II. Le 18-VII. — Nous faisons un essai identique avec de l'eau prélevée dans le grand bassin où vivent diverses tortues d'eau. Tous les tubes nous donnent des amibes semblables à celles de l'expérience précédente.

Nous obtenons le même résultat positif avec de l'eau prélevée d'un terrarium où vivait une tortue *Malacoclemys ;* de même avec de l'eau du

terrarium d'une *Testudo tabulata* et d'un autre où vivait une tortue du Japon.

Au contraire, les ensemencements, faits avec de l'eau recueillie dans le terrarium où vivait un *Boa constrictor* et dans celui d'un *Python molurus*, restèrent négatifs. Il en fut de même aussi des cultures établies avec de l'eau du bassin où survivaient encore quelques caïmans.

L'étude histologique des amibes obtenues se borna à l'examen à l'état frais. Une culture provenant du terrarium où vivait *Terrapina ornata* fut inoculée à un orvet (64) qui resta indemne d'amibiase.

Ces premiers essais ne nous avaient pas permis d'obtenir une souche d'amibe pathogène. Ils nous firent penser que les entamibes cultivées appartenaient à une souche différente d'*Entamœba invadens*.

Trois mois après, le 23-2-1945, nous avons repris un essai. L'eau provenait d'un bassin provisoire dans lequel, à la suite des dégâts causés au Jardin zoologique par les bombardements des robots allemands, avait été rassemblée toute une série de tortues d'espèces diverses.

Les cultures furent positives, leur pathogénicité fut éprouvée vis-à-vis d'un orvet (65) qui ne contracta pas d'amibiase et vis-à-vis de cinq vipérines *Tropidonotus natrix*.

Aucune de celles-ci non plus ne contracta d'amibiase. Une d'elles fut tuée 21 jours après l'inoculation. L'intestin ne présentait pas la moindre trace d'irritation ; la culture de son contenu donna pourtant encore un résultat positif. La culture obtenue fut inoculée à un orvet (69) qui resta indemne d'amibiase. Cet essai nous confirma la nature non pathogène des *Entamœba* obtenues en culture, et nous détermina à en faire l'étude morphologique.

Jusqu'en septembre 1945 nous n'avions conservé que la souche isolée du bassin dit provisoire. Nous décidâmes d'isoler individuellement, dans des aquariums séparés, les diverses espèces de tortues vivant dans le grand bassin commun et d'établir des cultures après que les animaux y auraient été détenus pendant 7 à 10 jours.

Nous résumons dans le tableau ci-dessous les résultats de ces essais :

Espèces de tortues	Résultat des cultures	Types d'amibes obtenues	Provenance des tortues
Emys orbicularis.....	+	*Endolimax*	Europe
Terrapina cinosternoïdes....	+	*Entamœba*	?
Hydromedusa tectifera.....	0	—	Argentine
Chelodina longicollis.....	+	*Endolimax*	Australie
Damonia (Sp.).....	0	—	?
Platysternum megacephalum.	+	*Entamœba*	?
Hydraspis nilarii.....	0	—	Amérique du Sud
Sternothearus sinuatus.....	0	—	Afrique
Clemys leprosa.....	0	—	Europe
Terrapina henriki.....	0	—	?

Description de l'Entamibe. — L'étude des deux souches obtenues des terrariums où vivaient, dans l'un *Terrapina cinosternoïdes*, et dans l'autre *Platysternum megacephalum*, montra qu'il s'agissait de la même espèce morphologique.

Trophozoïtes. — Dans les cultures examinées à frais, les trophozoïtes ressemblent à ceux d'*Entamœba invadens*, dont ils présentent les mêmes mouvements. Ils avancent rapidement, poussant un pseudopode unique qui habituellement ne permet pas de distinguer l'ectoplasme. Ce dernier ne devient nettement apparent que lorsque les mouvements de l'amibe se ralentissent.

Le noyau est difficilement visible dans l'endoplasme des parasites mobiles et nous a paru moins distinct que chez *Entamœba invadens*.

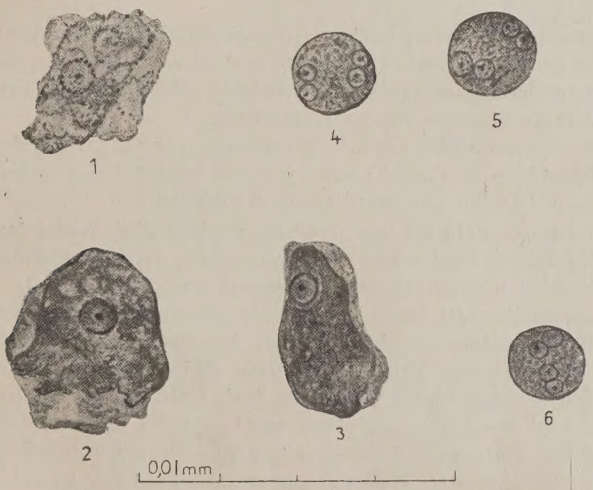
L'endoplasme contient des bactéries diverses et est parfois bourré de grains d'amidon. L'amibe peut aussi incorporer des kystes (autophagie).

Les dimensions des trophozoïtes varient dans des limites assez considérables : à côté de grandes formes s'en rencontrent de beaucoup plus petites qui n'ont à peine que le tiers des premières : 10 μ 25.

Les dimensions les plus fréquentes que nous avons mesurées sur des formes de culture (amibes au repos arrondies) sont de 20 μ 5 à 29 μ 5. Les formes dépassant 30 μ sont rares ; la plus grande que nous ayons rencontrée mesurait 28 μ 8 × 31 μ 2, elle avait phagocyté quatre kystes. En mouvement, les parasites s'allongent considérablement et peuvent s'étirer jusqu'à atteindre 61 μ.

Le noyau à caryosome petit, central, mesure, dans les formes non en division, en moyenne 4 µ 8 ; il peut être central ou excentrique. Lorsque la différenciation est suffisante, les grains de la couche chromatique périphérique apparaissent nettement distincts.

Kystes. — Lors de l'enkystement apparaît une grande vacuole iodophile, en dehors de laquelle se remarquent les noyaux. Ceux-ci, au nombre de quatre, sont situés, deux par deux, à la périphérie du



Entamœba knowlesi n. sp. — Culture *ex Terrapina cinosternoïdes*. *Kystes et trophozoïtes* (1)

kyste, les deux paires séparées par la vacuole iodophile. Cette dernière disparaissant, les noyaux viennent occuper une situation plus centrale.

Les corps chromatoïdes, lorsqu'ils sont visibles, sont toujours peu nombreux, un ou deux et de forme au moins deux fois plus longue que large. Les mensurations faites à frais sur des kystes de liquide de culture additionné de traces de Lugol, ont donné les résultats suivants :

(1) Les trophozoïtes sont dessinés d'après les cultures sur lamelles immergées d'après la méthode de Dobell. Coloration par hæmatoxyline phosphotungstique ; réactif employé aussi pour les kystes.

Sur 50 kystes, 21 mesuraient 12 μ ; 20 avaient 9 μ 5 ; les plus petits ne dépassaient pas 7 μ 2 et le plus volumineux atteignait 13 μ 8. La moyenne sur le total était de 10 μ 78.

Les mensurations pratiquées sur des kystes colorés à l'hématoxyline ferrique, après fixation au sublimé alcoolique de Schaudinn, nous ont donné, pour 13 kystes, une moyenne de 11 μ.

Le diamètre des quatre noyaux inclus dans les kystes mûrs est notablement plus petit que ceux des formes végétatives. Il ne dépasse pas en moyenne 2 μ 4.

Discussion. — Pas moins de sept espèces d'Entamibes sont décrites chez des Chéloniens. Carini, qui a découvert les deux dernières espèces, a dressé un tableau d'ensemble, résumant les caractères distinctifs de chacune de ces Entamibes.

Nous croyons utile, pour la discussion qui va suivre, de reproduire le tableau de Carini ; nous y avons inscrit les caractères spécifiques de l'amibe que nous avons étudiée ici.

Remarquons déjà ici que pour les espèces *Entamœba testudinis* et *E. baretti*, les kystes ne sont pas connus ; cette lacune est certes regrettable et nécessitera ultérieurement une révision de la nomenclature actuelle. Elle laisse en tout cas planer un certain doute sur l'identité des entamibes observées par Alexeieff chez *Nicosia trijuga*, et par Wenyon chez *Testudo argentina* et *Testudo calcarata* et que ces auteurs rapportent à *Entamœa testudinis*. W. H. Tagliafero et Holmes font remarquer d'ailleurs que l'entamibe qu'Alexeieff considère comme *Entamœba testudinis* se rapproche d'*Entamœba barreti*.

Parmi les cinquante espèces, quatre possèdent des kystes quadrinucléés : *Entamœba terrapinæ* Sanders et Cleveland, hôte de deux espèces de *Chrysomys* ; *Entamœba insolita*, Geiman-Wichterman parasitant *Testudo elephantina*, et *Testudo vicina* ; *Entamœba testudinea* de la tortue brésilienne *Testudo tabulata*, et enfin *Entamœba sp.* décrite par Knowles et das Gupta chez *Trionyx gangeticus*.

C'est à ces espèces qu'il importe de comparer l'entamibe que nous avons cultivée. Celle-ci se distingue d'emblée de *E. testudinea* dont les dimensions sont beaucoup plus grandes, tant celles des formes végétatives que des formes enkystées.

Entamœba insolita, outre que les trophozoïtes sont de dimensions moindres que celle de notre parasite, possède un kyste notablement plus volumineux. Quant à *E. terrapinæ*, les très petites dimensions des trophozoïtes, ainsi que celles de leurs noyaux, la font distinguer de l'espèce que nous avons étudiée. C'est de l'*Entamœba* décrite par Knowles et das Gupta que notre parasite se rapproche

Entamibes de tortues

Espèce d'*Entamœba*	Auteur et date	Espèce de tortue	Dimensions en μ		Kystes	Cultures
			Trophozoïtes	Noyau		
Entamœba testudinis	Hartmann 1910	*Testudo græca*	50-70	12.5	Non vus	Non éprouvées
	Alexieff 1912	*Nicoria trijuga*	Dimensions moindre que celles ci-dessus			Non éprouvées
	Wenyon 1926	*Testudo argentina* *Testudo calcarata*	Dimensions non données			Non éprouvées
	Sanders-Cleveland 1930	*Chrysomys picta*	Dimensions non données			Cultivées durant peu de temps
Entamœba baretti	Barret-Smith 1923 Taliaferro-Holmes 1924	*Chelydra serpentina*	13-23 moyenne 18	—	Non vu	Positives
Entamœba sp. ?	Knowles-Gupta 1930	*Trionyx gangeticus*	10-60	5-6	11,7 4 noyaux	Cultivées facilement
Entamœba terrapinæ	Sanders-Cleveland 1930	*Chrysomys elegans* *Chrysomys picta*	10-15 moyenne 10	2-4	8-14 moyenne 10 4 noyaux	Cultivées facilement à 20-22° C.
Entamœba insolita	Geiman-Wichterman 1937	*Testudo elephantina* *Testudo vicina*	21-16,8	5,2	15,7 4 noyaux	N'a pas été éprouvée
Entamœba testudineæ	Carini 1944	*Testudo tabulata*	50-120	10	25 2-4 noyaux	Pas éprouvée
Entamœba jaboti	Carini 1944	*Testudo tabulata*	20-30	6	16-18 2 noyaux	Positives
Entamœba knowlesi	Rodhain-Van Hoof 1947	*Chelodina longicollis* *Platysternum megacephalum*	21-33	4,8	9,6 à 12 moyenne 10-11 4 noyaux	Cultivées facilement à la température du laboratoire

le plus. Cette amibe se cultive facilement, comme la nôtre ; le noyau des trophozoïtes et les kystes quadrinucléés ont des dimensions très voisines de celles que nous relevons chez l'*Entamœba* décrite par nous. Les dimensions des formes végétatives de cette dernière sont pourtant notablement inférieures.

Seule une étude comparative plus poussée des formes de culture pourrait décider si vraiment les deux parasites sont différents l'un de l'autre. En attendant qu'elle puisse se faire, nous proposons pour l'*Entamœba* que nous avons isolée par culture des deux tortues, *Terrapina cinosternoides* et *Platysternum megacephalum*, le nom spécifique d'*Entamœba knowlesi*. Nous pensons ainsi honorer la mémoire de l'ancien directeur de l'Ecole de Médecine Tropicale de Calcutta. Nous voulons aussi retenir la possibilité de l'identité du parasite, dont la description fait l'objet de ce travail, avec l'*Entamœba* décrite par Knowles et das Gupta et qu'ils n'ont pas cru devoir nommer.

Nous entretenons depuis un an les cultures d'*Entamœba knowlesi*, en vue de faire des essais pour rechercher si cette amibe peut s'établir en parasite durable chez d'autres espèces de tortues que celles d'où nous l'avons isolée. La question, au point de vue zoologique, offre quelque importance.

Il est certain que la description d'*Entamœba testudinis* et aussi celle d'*Entamœba baretti*, n'est pas complète. L'ignorance dans laquelle nous restons concernant leurs kystes est cause de confusion dans la nomenclature des Entamibes des Chéloniens. Les recherches que nous espérons pouvoir réaliser, lorsque les conditions pour l'obtention de tortues diverses deviendront meilleures, contribueront peut-être à préciser la nomenclatue des Entamides des Chéloniens.

Sous ce rapport aussi, la comparaison des cultures des espèces cultivables serait hautement utile.

Bibliographie

Alexief (A.). — Sur quelques protistes parasites intestinaux d'une tortue de Ceylan, *Nicoria trijuga. Zool. Anz.*, XL, 1912, p. 97.

Barret (H.) et Smith (N.-M.). — The cultivation of an *Entamœba* from the turtle *Chelydra serpentina. Amer. J. Hyg.*, IV, 1924, p. 155-159.

Carini (A.). — Entamœbas do intestino de Quelonios. Descriçâo de duas especies novas encontradas na *Testudo tabulata. Arqu. de Biol.*, XXVIII, 1944.

Dobell (C.). — Some new methods for studying intestinal amœbæ and other protozoa. *Parasitology*, XXXIV, 1942, p. 101-112, ,

GEIMAN (Q.) et WICHTERMAN (R.). — Intestinal protozoa from galapagos tortoises (with description of three species). *J. Paras.*, XXIII, 1937, p. 331-343.

HARTMANN (M.). — Nova ameba intestinal, *Entamœba testudinis*. *Mem. Inst. Osw. Cruz*, II, 1910, p. 3.

KNOWLES (R.) et DAS GUPTA (B.-M.). — On two intestinal protozoa of an indian turtle. *Ind. J. Med. Res.*, XXXI, 1930, p. 18.

RODHAIN (J.). — Longue conservation de la virulence d'*Entamœba invadens* en culture. *C.R. Soc. Biol.*, CXXXIX, 1945, p. 67.

RODHAIN (J.) et VAN HOOF (M.-T.). — Les chéloniens porteurs d'*Entamœba invadens*. *C.R. Soc. Biol.*, CXXI, 1936, p. 156.

SANDERS (E.-P.) et CLEVELAND (L.-R.). — The morphology and life-cycle of *Entamœba terrapinæ* sp. nov. from the terrapin *Chrysemys elegans*. *Arch. Protist.*, LXX, 1930, p. 267-272.

TALIAFERRO (V.-H.) et HOLMES (F.-O.). — *Entamœba baretti* n. sp. from the turtle *Chelydra serpentina*. *Amer. J. Hyg.*, IV, 1924, p. 160-168.

WENYON (C.-M.). — *Protozoology*, London, 1926.

Institut de médecine tropicale Prince-Léopold, Anvers.

THEILERIA MUTANS EN ROUMANIE

Par **Tiberiu METZIANU**

Au printemps de l'année 1946, nous avons été informé par le médecin vétérinaire (Dr Popa) de la circonscription Iara (Turda) (Nord de la Transylvanie), que quelques bovidés (au nombre de neuf) avaient succombé avec une symptomatologie complexe et une évolution rapide. La maladie est apparue brusquement et les animaux succombent le premier ou le deuxième jour.

La température était élevée (40°-42°), la respiration et la fréquence des battements du cœur accélérés, les muqueuses pâles.

Les animaux étaient abattus, sans appétit, avec amaigrissement avancé, la marche était incertaine, il y avait une diarrhée profuse avec stries de sang.

Des fragments des viscères, envoyés à notre laboratoire pour être examinés, nous ont permis de mettre en évidence une congestion de la muqueuse intestinale avec des ecchymoses et ulcérations. Les ensemencements d'organes (rate, foie) et les inoculations chez les animaux d'expérience ont été négatifs. Ne pouvant donner un diagnostic précis on a demandé au médecin-vétérinaire de signaler à temps les nouveaux cas, afin de permettre de faire des recherches complémentaires.

Au printemps de l'année 1947 de nouveaux cas sont apparus avec la même symptomatologie. Le nombre des cas, cette fois-là, a été plus grand. D'après le complexe des symptômes observés, nous avons supposé l'existence d'une theileriose.

Les examens répétés du sang et du contenu ganglionnaire ont confirmé le diagnotic de *Theileria mutans* (1).

(1) Presque à la même époque, nous avons diagnostiqué et publié pour la première fois en Roumanie des cas de theilériose par *Theileria dispar* dans le département de Cluj, en signalant des cas semblables dans la circonscription de Iara. Dès le début, nous avons eu l'impression qu'il s'agissait, dans cette circonscription (Iara), de deux variétés de maladie. L'examen de laboratoire n'a confirmé ici que le diagnostic de *Theileria mutans*, dans le cas que nous avons pu étudier. Restent inexplicables les cas mortels avec ce diagnostic, fait qui nous porte à croire qu'il existe encore une variété dans cette région (la variété *dispar*) qui doit être recherchée l'année suivante.

Ann. de Parasitologie, t. XXII, nos 3-4, 1947, p. 137-142.

La symptomatologie clinique des onze animaux observés par nous était assez réduite. Ils présentaient une forme subaiguë ou souvent une forme latente chronique.

La forme subaiguë de la maladie s'est manifestée par : température élevée de 38°9-39°8, même jusqu'à 40°, la pâleur de la muqueuse oculaire avec les yeux larmoyants. Diminution de l'appétit (anorexie) et de la rumination, atonie du rumen, diarrhée, quelquefois constipation, respiration un peu accélérée 20-30-60 par minute, pouls aussi accéléré, 80-90-100 par minute. Ganglions préscapulaires et précruraux hypertrophiés arrivant jusqu'à la dimension d'un œuf. Les animeaux ont eu une tendance évidente à maigrir pendant l'évolution de la maladie.

La forme chronique, ou latente, de la maladie dans nos cas, s'est présentée avec un tableau symptomatologique suffisamment réduit. Les muqueuses oculaires pâles ou congestionnées avec une abondante sécrétion lacrymale.

La température a varié entre 38° et 39°2, avec une respiration normale ou un peu accélérée et sans modifications du cœur. Les ganglions préscapulaires et précruraux augmentés de volume.

Quelques animaux ont présenté seulement un accroissement des ganglions préscapulaires. Nous avons rencontré aussi des animaux qui, en apparence, ont donné l'impression d'être sains, mais chez lesquels nous avons mis en évidence le parasite dans le sang.

Par l'examen microscopique du sang nous avons trouvé, dans les hématies, « les gamétocytes » de *Theileria mutans*, et dans les cellules lymphatiques obtenues par ponctions ganglionnaires et de la rate, de rares « corps en grenade ». Nous n'avons exécuté les ponctions des ganglions préscapulaires qu'après leur découverte préalable par une incision des téguments.

Dans les frottis du sang, les gamétocytes de *Theileria mutans* ont présenté des morphologie différentes : formes elliptiques, rondes, en bâtons et anaplasmoïdes, surtout les formes elliptiques et rondes.

Les formes elliptiques (fig. 1-3) ont été les plus nombreuses (50-70 %, leurs dimensions varient entre : 2 μ-2 μ 5 ; 0 μ 7-1 μ). Elles présentent une vacuole centrale ; à la périphérie, le cytoplasme coloré en bleu et disposé à l'un des pôles de l'ellipse, tandis qu'au pôle opposé, on trouve la chromatine colorée en rouge.

Les formes rondes (fig. 2 et 4) ou circulaires ont un diamètre de 1 μ 1 à 1 μ 8 avec une vacuole centrale. A la périphérie la chromatine, colorée en rouge, est disposée sur un demi-cercle, tandis que sur l'autre, nous trouvons le cytoplasme coloré en bleu.

Les formes en bâton (fig. 5) sont représentées dans une proportion de 12 à 29 p. 100. Elles présentent un noyau (point de chromatine) allongé ou rond qui occupe la moitié de la longueur du parasite et se continue par une queue de cytoplasme colorée en bleu. Leurs dimensions varient entre 2 μ et 2 μ 5.

Les formes anaplasmoïdes, constituées par des grains de chromatine colorés en rouge, avec un diamètre de 0 μ 8-1 μ, sont disposées à la périphérie ou dans le centre du globule rouge, au nombre de une ou deux dans une hématie. Nous ne les avons mises en évidence que très rarement.

Les formes irrégulières (fig. 6) sont très rares et ont été observées dans les cas apyrétiques.

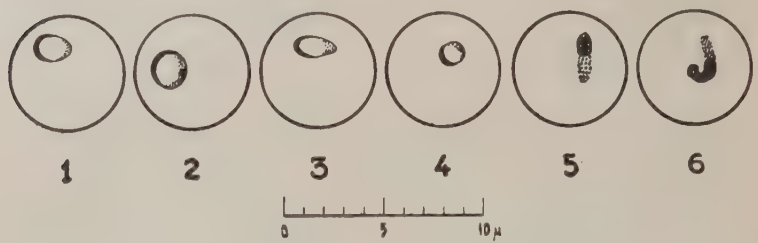


Fig. — *Theileria mutans* en Roumanie.

Le nombre des parasites, par rapport à celui des globules rouges, est en général très réduit dans nos cas, il atteignait 1 à 10 pour 2.000 hématies.

Dans la grande majorité des cas, nous avons trouvé un seul parasite dans le globule rouge, très rarement deux. Chez certains animaux, ils étaient altérés, présentant de la poïkilocytose et de l'anisocytose et même des corpuscules de Jolly.

Dans les cellules lymphatiques, à la suite des ponctions ganglionnaires et de la rate, nous avons trouvé des « corps en grenade » intracellulaires de *Theileria mutans*. Ce sont des grains de chromatine colorés en rouge, irrégulièrement disposés d'un côté du cytoplasme, de dimensions qui varient entre 0 μ 4 et 1 μ 8 et de forme ronde ou un peu allongée. Leur nombre, dans une cellule, a été, dans nos cas, entre 2 et 15. Les corps en grenade ont été mis en évidence en nombre très réduit, et chez quelques animaux ils n'ont pas été trouvés.

Le diagnostic différentiel doit être fait avec *Theileria dispar* ; il

est souvent assez difficile. Cliniquement la symptomatologie de *Theileria dispar* est plus complexe, elle présente quelquefois une forme plus grave, même mortelle.

Au point de vue parasitologique, chez *Theileria mutans*, le nombre de gamétocytes est réduit (5-20 pour 1.000 hématies). Les formes rondes et elliptiques sont en nombre réduit et de dimensions plus grandes, tandis que chez *Theileria dispar* elles sont plus petites et plus nombreuses.

L'accès parasitaire produit par *T. mutans* est plus long (quelques mois), par rapport avec celui de *T. dispar* qui est de quelques jours.

L'évolution de la maladie, dans les cas observés par nous, a été favorable, les animaux ont été guéris. Chez quelques-uns seulement l'affection est restée sous forme latente. En général on peut donc affirmer que le pronostic a été favorable.

Il y a tout de même un fait clinique curieux qui mérite d'être signalé (bien que le diagnostic microscopique de *Theileria mutans* ait été vérifié par des hommes compétents (Prof. Lavier et Dr Parrot), c'est la présence parmi les premiers cas parus en 1946 de 9 cas mortels.

Les tentatives thérapeutiques avec le bleu trypan, l'acaprine et la trypaflavine n'ont pas donné des résultats évidents par rapport aux cas qui n'ont pas été traités.

Si la thérapeutique de cette maladie n'a pas une si grande importance, on doit donner une grande attention à la prophylaxie, c'est-à-dire à l'enlèvement journalier des tiques de ces animaux. C'est le seul moyen de combattre cette maladie.

Nos recherches ont réussi *à mettre en évidence, pour la première fois en Roumanie*, la *Theileria mutans*, parasite originaire de l'Afrique du Nord, décrit par Theiler et Graaf et étudié par Ed. Sergent, Donatien, Parrot et Lestoquard.

La découverte de cette maladie, en Roumanie a une importance non seulement scientifique, mais aussi économique. Les recherches doivent être continuées pour voir si l'affection reste localisée seulement dans la région de Iara (Transylvanie) ou si elle a contaminé d'autres régions.

Tenant compte que cette maladie a été inconnue jusqu'à présent en Roumanie, et pour la confirmation de notre diagnostic, nous avons cru bien d'avoir l'opinion compétente des spécialistes étrangers, qui ont eu l'amabilité d'étudier nos lames et qui ont confirmé le diagnostic de theileriose causée par *T. mutans*.

Nous remercions à cette occasion MM. le Prof. Lavier et le Dr Parrot pour leur amabilité et leur bienveillance.

Bibliographie

Sergent (Ed.), Donatien (A.), Parrot (L.) et Lestoquard (F.) (*in memoriam*). — *Etudes sur les piroplasmoses bovines*, Alger, 1945.

Schilling et Meyer (F.). — Piroplasmosen, *Handbuch pathogenen Mikroorgamen*, 1927.

Doflein (F.) et Reichenow (Ed.). — *Lehrbuch der Protozoenkunde*, 1939.

Hutyra (Marek-Manninger). — *Spezielle Pathologie und Therapie der Haustiere*.

Brumpt (E.). — *Précis de Parasitologie*, Paris, 1936.

Neveu-Lemaire (M.). — *Traité de zoologie et parasitologie vétérinaire*, 1936-1942.

Irjminoiu (Gh.). — Sur les piroplasmes et piroplasmoses des bovidés en Transylvanie). *Bul. Ass. Méd. Vét.*, Nr. 1-2, 1942.

— *Sur les piroplasmes. Le cycle évolutif schizogonique* (theileriose), Sibiu, 1945.

— *La présence de theileriose en Roumanie*, Cluj, 1947.

Metzianu (T.). — *Theileria dispar* en Roumanie, 1947.

Cluj (Roumanie).

CŒNUROSE DE LA CAVITÉ ABDOMINALE CHEZ UN ÉCUREUIL (*SCIURUS VULGARIS* L.) A RICHELIEU (INDRE-ET-LOIRE)

Par **Robert-Ph. DOLLFUS**

Chez les *Sciurus*, la cœnurose semble très rare ; le mode et la nature de l'alimentation de ces rongeurs arboricoles les exposant peu souvent, dans la nature, à ingérer une nourriture souillée par les déjections d'un porteur de *Tænia* (*Cœnurus*). Cependant il arrive que les écureuils mangent des fruits tombés sur le sol, pouvant ainsi avoir été en contact avec des excréments de chien contenant des œufs de cestodes ; c'est sans doute par ce moyen que l'infestation de l'écureuil par des cœnures est possible dans les conditions naturelles.

Le cas rapporté ici est celui d'un *Sciurus vulgaris* L., ♂ adulte, récemment (10-9-47) examiné pour ses parasites à la Station expérimentale de l'Institut de Parasitologie, au Domaine Universitaire de Richelieu (Indre-et-Loire). Cet écureuil, qui m'a été aimablement remis par le Dr Valentin Brumpt, avait l'abdomen anormalement gonflé. Lors de sa dissection, la cavité abdominale apparut remplie de cœnures ; il y en avait partout, entre la vessie et le diaphragme, de la paroi ventrale à la paroi dorsale ; j'ai compté environ 280 à 300 vésicules, dont le diamètre mesurait de 1 à 20 mm., leur volume total était de 210 cc. Beaucoup de ces vésicules étaient libres de toute adhérence, les autres étaient faiblement attachés entre elles ou au péritoine par quelques tractus conjonctifs ; toutes étaient vivantes et présentaient des mouvements. Dans la cavité thoracique il n'y avait aucun cœnure, non plus dans la musculature et sous la peau.

Les vésicules étaient pourvues de ramifications en franges, dont la forme est caractéristique pour la larve cystique du *Tænia serialis* (P. Gervais) ; aucun scolex n'était mûr, c'est-à-dire déjà pourvu

Ann. de Parasitologie, t. XXII, nos 3-4, 1947, p. 143-147.

de ventouses et de crochets, mais l'habitus des vésicules était bien celui de *serialis* (1).

A ma connaissance, le cas ci-dessus de cœnurose est le premier observé *dans la nature* chez *Sciurus vulgaris* L.

Antérieurement, un seul cas de cœnurose chez *S. vulgaris* L. a été signalé, mais c'était chez un écureuil apprivoisé, vivant en captivité depuis son jeune âge, mort âgé de trois ans. Ce cas a été relaté par Paul Cagny (1882, p. 189-190), sans indication de localité ni d'origine ; toutefois l'animal parasité avait vraisemblablement été élevé à Paris ou dans la région parisienne. Un seul cœnure fut récolté à l'autopsie, il se trouvait sous la peau à la partie antérieure de l'épaule gauche ; il fut examiné par Pierre Mégnin qui en dit ceci : « Les scolex ou têtes sont groupés et tassés sur des bandes étroites, larges d'un demi-millimètre sur près d'un centimètre de long » ; il y avait des scolex à tous les degrés de développement, depuis la forme d'un simple bouton hémisphérique sans trace de ventouses ni de crochets jusqu'à des scolex plus âgés avec ventouses et crochets. Pierre Mégnin conclut qu'il s'agissait de *Tænia serialis* (P. Gervais). A la suite de la communication de Cagny et Mégnin sur ce premier cas reconnu de cœnurose chez *Sciurus vulgaris* L., Alcide Railliet fit remarquer que Th. Sp. Cobbold avait, anciennement signalé un cas de cœnurose chez une espèce américaine d'écureuil.

Th. Sp. Cobbold (1864, p. 122), dit en effet qu'il possédait dans sa collection un « *Cœnurus* » indéterminé provenant « d'un « american squirrel » » ; un peu plus tard Th. Sp. Cobbold (1879, p. 315) ajouta que cet écureuil était peut-être « *Sciurus vulpinus* », sans préciser si le Cœnure avait été récolté en Amérique ou en Angleterre. Malgré l'absence de renseignements morphologiques, les helminthologistes qui ont rappelé l'existence de ce *Cœnurus* de la collection Cobbold, l'ont attribué à *Tænia serialis* (P. Gervais).

Maurice C. Hall (1911, p. 976), aux Etats-Unis, a obtenu expérimentalement l'infestation d'un *Sciurus* (*Neosciurus*) *carolinensis* Gmel., en lui faisant ingérer des proglottis mûrs de *serialis* d'un chien ; le *Sciurus* mourut 92 jours après l'ingestion ; à l'autopsie, des vésicules du cœnure furent trouvées sur le bas abdomen, le

(1) J'ai comparé avec des cœnures de *serialis*, dont l'identification était certaine d'après la forme et les dimensions des crochets ; ces cœnures avaient été récoltés (28-6-1947) par le Dr Marcel Couturier dans un *Lepus variabilis* Pallas originaire des Hautes-Alpes et élevé en captivité à Grenoble (Isère). Je tiens à remercier tout particulièrement le Dr Marcel Couturier de m'avoir envoyé ce matériel.

Fig. 1-11. — *Cœnurus serialis* P. Gervais ; cavité abdominale ; *Sciurus vulgaris* L. ; Richelieu (Indre-et-Loire)

Fig. 1-10. — Habitus, grossissement environ double de la grandeur naturelle

Fig. 11. — *Fragment plus fortement grossi*

milieu du dos, les épaules, les flancs, la poitrine, la cuisse et la jambe gauches ; tous les cœnures étaient sous la peau, aucun dans l'abdomen.

D'autres cas de cœnurose chez des *Sciurus* ont-ils été signalés ? Je ne le crois pas (1). Dans divers catalogues, traités, précis, etc..., on trouve « Squirrel » ou « Ecureuil » cités parmi les hôtes de *serialis*, mais il ne s'agit apparemment pas de cas autres que ceux de Cagny et Cobbold, ou de celui expérimental de M. C. Hall (2).

Résumé

Dans cette note, nous signalons le premier cas — dans la nature — de *Tænia serialis* (P. Gervais) au stade cœnure, chez *Sciurus vulgaris* L. Ce cas est surtout remarquable par la localisation, seulement dans la cavité abdominale, des vésicules.

Bibliographie

Brumpt (E.). — *Précis de Parasitologie*, 5e édition, Paris, Masson et Cie, 1936.

Cobbold (Thomas, Spencer). — *Entozoa : an introduction to the study of Helminthology, with reference, more particularly, to the internal parasites of Man*, London, Groombridge et Sons, 1864.

— — *Parasites ; a treatise on the Entozoa of Man and Animals*, London, J. et A. Churchill, 1879.

Cagny (Paul). — Communication d'un cas de *Cœnurus serialis* observé chez un écureuil. *Recueil de méd. vétér.*, Paris, LX, n° 4, 28-2-1882, p. 189-190. (Commentaires par Pierre Mégnin et Alcide Railliet, p. 190-192).

(1) Dans sa liste des *Sciurus*, hôtes de *serialis*, M.-C. Hall (1919, p. 81) mentionne seulement trois espèces : *vulpinus, vulgaris, carolinensis*, dont la première dubitativement, probablement parce que Cobbold n'a pas été affirmatif sur l'espèce ; les deux autres noms de *Sciurus* : *S. niger neglectus* et *S. cinereus* mentionnés par Hall, le sont seulement comme ayant *vulpinus* pour synonyme.

Dans la nomenclature actuelle des *Sciuridæ* nord-américains, *S. vulpinus* Gmelin 1788 est abandonné au profit de *S. (Guerlinguetus) niger* L. 1758, qui a aussi pour synonyme *S. cinereus* L. 1758 (*partim*) et *S. neglectus* (Gray, 1867) ; les noms *S. niger neglectus* (Gray, 1867) et *S. niger cinereus* (True, 1885), correspondent donc aussi à *vulpinus* Gmel.

(2) Cependant Benjamin Schwartz (1928, p. 67) relate le cas de deux *S. carolinensis* Gmel., de Bowie (Maryland), et Falls Church (Virginia), dont le foie, les poumons, la rate, les reins, l'épiploon, le cœur, étaient infestés par des cystiques et, dit Schwartz, « each cysticercoïd contains one or more heads » ; il s'agissait donc de cystiques polycéphales ; mais, les crochets en double couronne mesurant seulement environ 15 μ, ce n'était évidemment pas *T. serialis* (P. Gervais).

HALL (Maurice-C.). — The Gid parasite and allied species of the cestode genus *Multiceps*. I Historical Review. *U.S. Department of Agriculture. Bureau of Animal Industry*, Washington, *Bull.* n° 125, part I, 10-10-1910, p. 1-68, 1 fig.

A third case of *Multiceps serialis* in the Squirrel, *Helminthological Soc. Washington*, 6th meeting, 11-4-1911. *Science*, New-York, XXXIII, n° 860, 23-6-1911, p. 975.

— The adult tænioid Cestodes of Dogs and Cats, and of related Carnivores in North America. *Proc. U.S. Nation. Museum*, LV, n° 2.258, 1919, p. 1-94, fig. 1-80.

SCHWARTZ (Benjamin). — The occurence of larval tapeworms in the liver, lungs, spleen, kidneys, omentum and heart of the Squirrel (*Sciurus carolinensis*). *Helminthological Soc. Washington*, 108th meeting, 17-12-1927. *J. paras.*, XV, n° 1, sept. 1928, p. 67.

Station Expérimentale de Richelieu (Indre-et-Loire)
Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris
(Directeur : Prof. E. Brumpt)

LA FILARIOSE DU CHIEN A *DIROFILARIA IMMITIS* LEIDY. PÉRIODICITÉ. ACTION DES FACTEURS PHYSIQUES EN PARTICULIER DES RAYONS X

Par **Henri GALLIARD**

La filariose du chien à *Dirofilaria immitis,* au Tonkin, a fait l'objet des recherches de Mathis et Léger (1909-1910) (16,5 pour cent) et de Houdemer (1938) (25,75 pour cent à l'autopsie).

La proportion est très élevée dans certaines localités voisines de Hanoï et variable suivant les jours. Nous avons trouvé, par exemple, dans une localité, un chien parasité sur six en février, deux sur huit en mars. Dans une autre, un chien sur cinq en février, zéro sur vingt-deux en mars, deux sur dix-sept en mai. La filariose du chien est donc très fréquente.

Le nombre des microfilaires est variable, mais il est toujours élevé. Fülleborn en a trouvé 96 par mm^3 à 11 h. 30 ; Hinman en Louisiane, à 17 heures, jusqu'à 63 par mm^3 ; Kubo et Pékin, 50 par mm^3 entre 23 heures et 3 heures. Nous-même avons trouvé un maximum de 75 par mm^3 à 24 heures, 60 à 17 heures.

Comme l'a montré Hinman, il ne semble pas y avoir une relation absolue entre le nombre de microfilaires et celui des vers trouvés dans le système artériel des chiens : 9,2 microfilaires par mm^3 pour 48 femelles, 12 pour 4 femelles, 0,3 pour 6 femelles, par exemple. Nous-même avons trouvé 60 microfilaires pour 7 femelles et 5 mâles à 17 heures ; dans un autre cas, 40 microfilaires pour 4 femelles et 3 mâles.

Hinman a constaté aussi que, en calculant le nombre total des microfilaires par femelles trouvées, ce nombre était extrêmement variable.

Il a vu aussi que les microfilaires étaient parfois assez nombreuses alors qu'une seule femelle sans mâle existait. Parfois même il n'a pu retrouver aucun ver, ni dans le cœur ni dans les vaisseaux pulmonaires. Nous avons fait une observation analogue (n° 694) : une

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 148-157.

seule filaire dans le cœur, avec deux microfilaires environ par mm³ de sang périphérique. De tels faits, on peut conclure comme Hinman, ou bien que des vers adultes existaient en des points qui n'ont pu être décelés, ce qui est peu vraisemblable, ou bien que les vers se sont résorbés et que les microfilaires ont survécu. Malgré de nombreuses autopsies, nous n'avons jamais pu découvrir *D. repens*, signalée en Annam par Bernard et Bauche, dont la présence aurait pu expliquer ce fait. Il est certain que la biologie de *D. immitis* est encore mal connue et que l'on n'a pu retrouver jusqu'à présent des formes immatures, ni les points où elles se développaient.

Périodicité. — Il est généralement admis, depuis Manson (1877), que les microfilaires sont trouvées facilement toute la journée dans le sang périphérique, mais qu'il existe toujours un certain degré de périodicité, à maximum nocturne.

Pour Fülleborn (1908), il n'y a aucune constance des nombres obtenus à la même heure et à des jours différents. Ainsi, il a trouvé, chez un chien provenant de Rome, à 23 heures, des chiffres variant du simple au double. La périodicité est, pour lui, inexistante.

Pour Hinman (1935), le minimum diurne atteint 50 pour 100 du maximum nocturne. Par ailleurs, l'heure du maximum varie de 23 heures à 3 heures et le minimum de 3 heures à 7 heures. Underwood et Wright (1933) trouvent un minimum à 6 heures et un maximum à 2 heures.

Pour Kosuge (1924), il y a un minimum entre 6 et 10 h. et un maximum entre 18 h. et 22 h. Il y a, en plus, de grandes différences de la valeur du maximum, chez un même chien, suivant les jours.

Pour Kubo, la périodicité est irrégulière et les variations sont considérables suivant les jours et les mois (minimum entre 9 et 15 heures, maximum entre 19 heures et 6 heures).

Au Tonkin, nous avons toujours constaté une périodicité très nette. Chez un chien (2.076) qui a fait l'objet de nos travaux, les numérations ont été faites par mm³, en cellule humide de Nageotte, pendant 24 heures consécutives, à différentes reprises, et chaque fois qu'un lot de *Stegomyia* était gorgé sur l'animal. La périodicité s'est montrée d'une régularité remarquable. Le maximum est toujours situé vers minuit, le minimum vers 15 heures (fig. 1, courbe I). A partir de ce moment, il y a une ascension brusque de la courbe jusqu'au maximum, puis une chute très progressive. Il est évident que de 9 heures à 15 heures, et de 17 heures à 7 heures, les chiffres sont très voisins, comme on le voit sur le tableau suivant, et les courbes n'ont pas la même allure que dans la filariose à *W. bancrofti*.

7	heures	: 59	microfilaires	par mm³ de sang.
9	—	: 37	—	—
11	—	: 38	—	—
15	—	: 31,5	—	—
17	—	: 60	—	—
24	—	: 74,4	—	—
2	—	: 63,3	—	—

Nous avons cherché à savoir quels pouvaient être, chez les chiens filariés, les effets de certains facteurs physiques, comme les rayons X et les rayons infra-rouges appliqués sur la région cardiaque, ainsi que l'élévation de la température extérieure, sur la biologie des filaires adultes, des microfilaires et sur la périodicité.

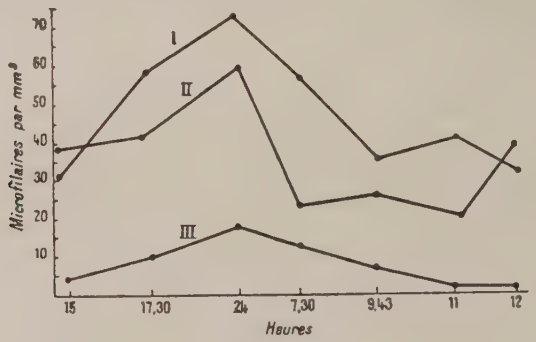


Fig. 1. — Courbes de 24 heures. — I. 15 juin (veille du traitement par les rayons X) ; II. 11 septembre ; III. 4 décembre.

Rœntgenthérapie

Effets immédiats des rayons X. — Le traitement a été institué ainsi : 9 séances avec 250 r. chaque fois, les 10, 13, 16, 20, 23, 27, 30 juin, 4 et 7 juillet. L'application a été faite sur la région cardiaque (1).

Les examens ont été faits à la première séance :

La veille		*Le jour même*		*3 jours après*
—		—		—
9 h. 45	35,6	15 min. avant...	36,8	32
10 h. 20	38	Immédiat. après.	19,8	
11 h. 40	36	1 h. 20 après ..	27,7	34
17 h. 30	60	7 h. après	66,8	57,5
24 heures	74,4	14 h. après	66,7	61,5

(1) Nous remercions notre collègue, le Dr Coester, pour son aimable collaboration.

Il y a donc eu un abaissement très net, immédiatement après la séance de traitement, puis un relèvement du nombre des larves 1 h. 20 après ; 7 heures après, ce nombre dépassait celui de la veille, pour redescendre à minuit au-dessous de celui de la veille.

Trois jours après, le rythme de la périodicité s'est rétabli, mais à des taux inférieurs et qui ont été en décroissant à partir de cette époque.

Action sur la diminution du nombre des microfilaires. — Après la dernière séance de rayons X, nous avons recherché le nombre des

NORMAL	7 h. 30	11 h.	15 h.	17 h. 30	24 h.
9 juin	58	38	31	60	75
8 juillet	40	34,7		55	60,4
21 août	34	32,8	35,3	54,5	
5 septembre	22	20,4	29,4	45	58
20 septembre	21	10,9		39,2	
4 octobre	12.5	8,9	14,1	37,3	
6 novembre	11	9	16	33	
4 décembre	13	9	3	3	12
21 décembre	11,4	3,8	3.1	4,2	

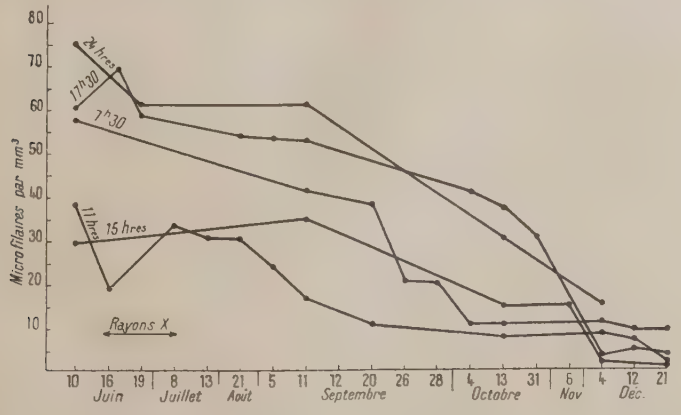


FIG. 2. — Courbes horaires montrant les variations du nombre des microfilaires de juin à décembre.

microfilaires dans le sang régulièrement jusqu'à la mort de l'animal: L'abaissement du nombre des microfilaires s'est donc fait de façon constante, mais la périodicité a été peu modifiée.

Action sur les filaires adultes. — Le chien est mort le 30 décembre 1945. Le sang du cœur contenait un nombre incomptable de microfilaires. Des cavités cardiaques on a retiré 5 vers adultes mâles et 7 femelles. Ils paraissaient tous normaux et l'utérus de toutes les femelles contenait les œufs à un stade de développement plus ou moins avancé, et des microfilaires.

Action sur la viabilité des microfilaires. — A de multiples reprises, nous avons cherché à savoir si le traitement par les rayons X avait une influence sur le développement ultérieur des microfilaires chez les moustiques vecteurs. Cinq fois avec *Aedes* (*Stegomyia*) *ægypti* et douze fois avec *A.* (*S.*) *albopictus*, nous avons constaté que l'évolution se faisait d'une façon absolument normale, le nombre des moustiques hébergeant des larves infestantes étant comparable à celui obtenu au cours d'expériences antérieures avec des chiens non traités.

Effet de l'élévation de la température extérieure et des rayons infra-rouges

Pour vérifier l'effet de l'élévation de la température sur l'accroissement du nombre des microfilaires du sang périphérique, nous avons fait l'expérience suivante :

Le chien, traité par les rayons X, est placé le 5 décembre, c'est-à-dire à un moment où le nombre des microfilaires avait considérablement diminué, à une température de 30° à 10 heures du matin jusqu'au 9 décembre 1945. Les résultats sont les suivants :

	7 h. 30	11 h.	15 h.	17 h. 30	24 h.
4 - 12	13	9	3,1	3	12
5 - 12	13,1	10	2,9	7,1	
6 - 12	19,8	12,3	11,4	11,6	13,2
7 - 12	19	9,6	9,6	13	
8 - 12	19,3	10,2	8,7	10,9	
9 - 12	10,8	7,1	3,1	6,1	

On voit donc qu'une hausse sensible aux différentes heures, sauf à minuit, par rapport au 4 décembre, jour précédant l'expérience, s'est produite, surtout à 15 heures (3,1 à 11,4 le 2e jour) et à 17 h. 30 (3 à 13 le 3e jour). Mais malgré le maintien du chien à 30°, tous les chiffres se sont abaissés le 5e jour et sont revenus à ce qu'ils étaient la veille du début de l'expérience.

Notons aussi que, auparavant, le 12 septembre, une application de rayons infra-rouges avait été faite sur la région cardiaque de ce chien à 10 heures du matin. Le nombre des microfilaires est tombé immédiatement après l'application (11 heures) de 24,5 à 20,9 par mm^3 ; à 15 heures, de 35,3, la veille, à 29,4 ; à 17 h. 30, 54,4 la veille à 40,5. Dans ce cas les rayons calorifiques sur la région cardiaque ont eu pour effet de réduire le nombre des microfilaires, mais de façon temporaire.

*
**

Dans le cas de *Wuchereria bancrofti*, les rayons X ont été employés surtout dans le traitement de la chylurie. Wellman et Von Anelung (1910) ont vu diminuer ainsi considérablement le nombre des microfilaires du sang.

Ross Colden et O'Connor (1930, 1934) n'ont pas obtenu d'action sur les microfilaires. Cependant sur les vers adultes, ils ont constaté des signes de mort récente : la calcification était limitée à la cuticule et non étendue à tout le corps comme chez les vers morts depuis longtemps. Quelques vers étaient vivants.

Huard, Duga et Dieu (1942), au Tonkin, n'ont pas constaté de modifications du nombre des microfilaires chez onze chyluriques traités, avec dix succès.

Il est évident qu'entre *W. bancrofti* et *D. immitis*, il y a, au point de vue localisation, des différences importantes. Les rayons agissent localement chez les chyluriques, en cicatrisant et en supprimant les fistules pyélo-lymphatiques. Il est fort probable aussi que, le cas échéant, les filaires femelles seraient tuées bien avant que l'on puisse apprécier l'altération de leurs organes. La diminution, quand elle existe, du nombre des microfilaires dans le sang périphérique est donc due, soit à la mort immédiate des femelles, soit à des modifications anatomiques provoquées par les rayons au niveau du système lymphatique.

On pouvait penser que chez les chiens, toutes les filaires étant groupées, les résultats seraient plus appréciables.

Fülleborn, en 1912, soumettant des chiens filariés aux rayons X,

avait obtenu des résultats peu nets, se traduisant par des effets sur les filaires adultes, mais non sur les microfilaires.

Cependant les résultats que nous avons obtenus, et qui se traduisent par un abaissement continu du nombre des microfilaires, peuvent-ils être interprétés comme étant dus uniquement à l'action des rayons X ? En effet, M. Kubo (1938) a constaté non seulement des variations de la périodicité avec déplacement des maxima et minima, mais aussi de grandes différences dans le nombre total des microfilaires du sang périphérique, suivant la saison. Ce nombre est plus élevé en été, avec minimum en novembre et décembre. Cette différence réside surtout, d'après l'auteur, dans le fait que, en été, les microfilaires persistent en grande quantité dans le sang pendant un plus grand nombre d'heures.

Cet auteur a observé, chez un chien, un maximum en juillet (960 larves par 20 mm^3) et un minimum en novembre (20 larves), et, chez un autre, un maximum en août (1.020 larves) et un minimum en janvier (140 larves). D'après lui, ces variations seraient dues au climat extrême de Pékin où ces expériences ont été faites.

Au Tonkin, les différences entre l'été et l'hiver ne sont pas telles que l'on puisse leur attribuer une pareille transformation. A Hanoï, par exemple, dans les conditions où les expériences ont été effectuées, de juin à décembre 1945, nous avons noté les températures absolues suivantes :

Juin	max. 37 ;	min. 27
Juillet	— 32	— 28
Août	— 31	— 26
Septembre	— 30	— 27
Octobre	— 31	— 21
Novembre	— 27	— 15
Décembre	— 25	— 15

Il semble aussi que la diminution du nombre des microfilaires, observée chez le chien traité par les rayons X, s'est produite plus rapidement qu'elle ne l'aurait été chez un animal normal subissant l'effet du climat. En effet, le chien avait été observé auparavant pendant un mois, et les perturbations de la courbe ont commencé à se produire dès la première séance de traitement. Dès le mois de septembre, le nombre des microfilaires avait diminué de moitié, à certaines heures de la journée. Dès la fin de ce mois, les chiffres minima étaient déjà atteints, sauf pour les courbes de 17 h. 30 et de 24 h. Etant données les conditions climatiques qui existent ici, il est peu vraisemblable que le changement de température, s'il était

responsable des modifications observées, ait agi plus précocement qu'à Pékin. Et nous avons aussi signalé plus haut que l'accroissement de la température extérieure n'a qu'une action temporaire sur l'augmentation du nombre des microfilaires.

Nous n'avons pu malheureusement continuer à observer ce chien qui est mort le 30 janvier 1945, et les circonstances ne nous ont pas permis de conserver un animal témoin. Il est exceptionnel que les chiens filariés survivent aussi longtemps.

Si des facteurs saisonniers exerçaient en tous pays une influence semblable à celle que Kubo a signalée à Pékin, la filariose, telle qu'on peut la déceler par la découverte des microfilaires, paraîtrait évidemment plus rare en hiver.

Mathis et Léger, au cours de leurs recherches au Tonkin durant les années 1909 et 1910, n'ont signalé aucune particularité de cet ordre.

Nous n'en avons pas constaté non plus. La fréquence est variable suivant les localités, et dans une même localité suivant les jours, mais sans rapport avec la saison. Ainsi en février 1940, nous avons trouvé 1 chien sur 6 parasité sur un marché de Hadong, 1 sur 5 à Bach Mai ; en mars, 2 sur 8 à Hadong, 0 sur 22 à Bach Mai ; en mai, 2 sur 17 à Bach Mai.

Augustine (1938), dans ses recherches de *D. immitis* chez les chiens de Nouvelle-Angleterre, ne mentionne aucune variation annuelle.

Au contraire, Hinman et Baker (1936), en Louisiane, signalent qu'il y a une fréquence plus grande des cas de filariose, pendant l'hiver. « L'interprétation de ce fait est difficile », ajoutent-ils.

De même les observations de longue durée portant sur un même chien n'ont pas permis non plus de constater des variations saisonnières (1).

Avec D.-V. Ngu (1938), nous avons fait des expériences d'infestation d'*Aedes ægypti* et d'*A. albopictus* sur un chien filarié, du mois d'avril au mois de janvier, période comprenant ainsi les températures extrêmes de l'année. Avant chaque expérience, le nombre des microfilaires avait été vérifié. Des variations, en plus et en moins, ont été constatées, mais si légères que nous n'en avions pas tenu compte dans nos expériences.

(1) Faut-il attribuer aussi à des influences saisonnières le cas que nous avons observé avec P. Huard et D. V. Ngu, d'un malade opéré pour orchiépididymite filarienne et suivi pendant 7 mois et demi de septembre à avril. Le nombre des microfilaires fut doublé de décembre à février et revint au taux normal en avril. Mais dans ce cas les facteurs climatériques, s'ils étaient responsables, avaient agi en sens contraire de ce qui a été constaté pour *D. immitis*.

Enfin Hinman (1935), étudiant la périodicité en Louisiane, a observé un même chien pendant trois années consécutives. Le nombre des microfilaires s'est maintenu à un taux élevé, entre 25.000 à 40.000 par cm^3, à 17 heures. Il a constaté une certaine augmentation depuis le premier examen, mais ne signale pas de différences saisonnières. Au contraire, il note une constance surprenante (surprising constancy) d'un jour sur l'autre.

Résumé

La fréquence de la filariose canine à *Dirofilaria immitis*, dans la région de Hanoï, est variable suivant les localités et ne semble pas liée à la saison.

Une périodicité est toujours nettement constatée. Le nombre des microfilaires, aux mêmes heures, et à différents jours, présente une constance assez grande.

L'application de rayons X sur la région cardiaque détermine une modification immédiate de la périodicité. A la fin du traitement, on observe une décroissance progressive et rapide du nombre des microfilaires qui atteint le point le plus bas au bout de trois mois.

L'application de rayons infra-rouges sur la région cardiaque produit une diminution temporaire du nombre des microfilaires. Par contre, l'élévation de la température extérieure produit une augmentation importante, mais non persistante, de ce nombre qui revient au bout de quelques jours au taux antérieur.

Ces rayons ne semblent pas avoir d'action sur la physiologie des filaires adultes, non plus que sur les microfilaires qui, à tout moment, évoluent normalement chez les culicidés vecteurs.

Bibliographie

Augustine (D.-L.). — Observation on the occurrence of heartworms, *Dirofilaria immitis* in New-Englands dogs. *Amer. Jl. of Hyg.*, XVIII, 1938, p. 390.

Bernard (P.-N.) et Bauche (J.). — Sur deux cas de filariose du chien. *Bull. Soc. Path. Exot.*, IV, 1911, p. 478.

Fülleborn (F.). — Ueber Versuche an Hundefilarien und deren Uebertragung durch Mücken. *Beihefte zum Arch. f. Schiffs u. trop. Hyg.*, XII, 1908, p. 1.

— Beiträge zur Biologie der Filarien. *Centralbl. f. Bakt.*, 1 Abt., XXVI, 1912, p. 255.

— Untersuchungen über Filarien. *Beihefte zum Arch. f. Schiffs u. trop. Hyg.*, XVI, 1912, p. 153.

GALLIARD (H.) et NGU (D. V.). — Variations saisonnières de l'évolution de *Dirofilaria immitis* chez *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus*. *Ann. de parasit.*, XVI, 1938, p. 211.

GALLIARD (H.), HUARD (P.) et NGU (D. V.). — Influence de l'intervention chirurgicale sur la périodicité dans la filariose à *Wuchereria bancrofti*. *Ann. Fac. Méd. et Pharm. Hanoï*, VII, 1942, p. 67.

HINMAN (E.-H.). — Studies on the dog heartworm, *Dirofilaria immitis*, with special reference to filarial periodicity. *Amer. Jl. Trop. Med.*, XV, 1935, p. 371.

HINMAN (E.-H.) et BAKER (D.-D.). — Helminthological survey of 1.315 dogs from New-Orléans, with special reference to age resistance. *J. Trop. Med. Hyg.*, XXXIX, 1936, p. 101.

HOUDEMER (E.-F.). — *Recherches de parasitologie comparée indochinoise*. Le François, Paris, 1938.

HUARD (P.), DUGA (S.) et DIEU (T.-Q.). — La rœntgenthérapie de la lymphurie, de la chylurie et de l'hématochylurie. *Rev. Méd. fr. Ext.-Orient*, XX, 1942.

INOUE (T.). — Periodicity of the larva of *Dirofilaria immitis*. *Keio Igaku*, XV, 1935, p. 1423.

— On the parasitism of *Dirofilaria immitis* and seasonnal appearance of the immature worm. *Keio Igaku*, XVI, 1936, p. 1737.

KOSUGE (I.). — Beiträge zur Biologie der *Mikrofilaria immitis*. *Arch. f. Schiffs u. Trop. Hyg.*, XXVIII, 1924, p. 340.

KUBO (M.). — Daily and seasonnal periodicity of *Microfilaria immitis* in the peripheral blood of the dog. *Chin. Medic. J.*, Suppl. II, 1938, p. 375.

MATHIS (C.) et LÉGER (M.). — *Recherches de parasitologie humaine et animale au Tonkin*. Paris, Masson, 1911.

O'CONNOR (F.-W.), GOLDEN (R.) et AUCHINCLOSS (Hugh). — The Rœntgen demonstration of calcified *Filaria bancrofti* in human tissues. *Amer. Jl. of Rœntg. and Radio. Ther.*, XXIII, 1930, p. 494.

WELLMAN (F.-C.) et V. ANELUNG (E.). — A case of filarial hæmatochyluria treated after the method of Wherry and Mac Dill with apparent recovery. *J. Amer. Med. Assoc.*, IV, 1910, p. 1368.

Faculté de médecine et pharmacie de Hanoï.

RECHERCHES SUR LA FILARIOSE

CHOIX D'UNE TECHNIQUE DE NUMÉRATION DES MICROFILAIRES DU SANG

Par Henri GALLIARD et D.-V. NGU

Les recherches cliniques sur la filariose n'exigent que des procédés de recherche des microfilaires les plus simples. La numération précise, en particulier, n'est pas indispensable. C'est seulement pour étudier le phénomène de la périodicité et en obtenir éventuellement une explication que nous avons étudié comparativement les différentes techniques de numération qui sont très nombreuses dans leurs détails, mais se ramènent à quelques principes simples, pour adopter celle qui paraît donner les résultats les plus précis.

Après un certain nombre d'essais comparatifs, dont nous donnerons plus loin l'essentiel, nous avons adopté une des méthodes dont Fülleborn a donné le principe (1908), c'est-à-dire la numération dans le sang dilué et hémolysé, en chambre humide et graduée.

Nous avons pris comme mélangeur la pipette de Potain, au 1/10, pour la numération des globules blancs. Le liquide de dilution est celui qui est employé pour la numération des globules blancs :

Eau	100
Acide acétique	0,50
Formol	1

légèrement coloré par quelques gouttes de bleu de méthylène. Le sang à examiner est aspiré jusqu'au trait I et le liquide de dilution jusqu'au trait II. Mais il faut observer deux précautions :

1° La piqûre du doigt doit être suffisamment profonde pour que le sang vienne facilement et spontanément. Il ne faut, en aucun cas, exercer de compression pour congestionner la région piquée, procédé qui détermine des variations considérables d'une goutte à l'autre.

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 158-163.

2° Le sang doit être aspiré dans la pipette au fur et à mesure de son écoulement et à la fin de l'aspiration, le point piqué doit être complètement sec.

La numération se fait dans une cellule de Nageotte dont la contenance totale est de 50 mm³. Le contenu d'une pipette suffit pour remplir deux cellules, ce qui correspond à 100 mm³ de dilution, c'est-à-dire à 10 mm³ de sang. Il suffit de diviser par 10 le nombre total de microfilaires trouvées dans les deux cellules pour avoir le nombre de microfilaires par mm³ de sang.

La nuit, nous nous contentons de faire la numération avec une seule cellule chaque fois. Le jour, le nombre de microfilaires étant plus faible, nous faisons la numération dans trois cellules (30 mm³ de sang).

*
**

Avant de fixer notre choix sur cette méthode, nous avions procédé à un certain nombre de vérifications.

I. *Choix du point de prélèvement du sang.* — Dans la thèse de N.-H. Phiem, sont signalés un certain nombre de résultats obtenus par l'un de nous et l'auteur. La conclusion en était que le sang périphérique contient partout le même nombre de microfilaires.

Mais la technique adoptée était la numération en goutte épaisse faite avec un volume de sang indéfini. Nous avons donc refait la même expérience avec la technique décrite plus haut. Ainsi :

Malade Sa.	Orteil : dans la	1re	goutte :	7,8	microfilaires par mm³.
	—	2e	—	9	—
	Doigt : —	1re	—	7,4	—
	—	2e	—	8,8	—

Les différences sont donc insignifiantes.

II. *Différence entre le sang périphérique et le sang veineux.* — Pour Suganuma (1921), il y a autant de microfilaires dans le sang périphérique que dans le sang veineux. Cependant pour Yorke et Blacklock (1917), le sang périphérique est plus riche. C'est ce que nous avons vérifié ici sur six porteurs de microfilaires.

Doigt	*Veine du pli du coude*
0,1 par mm³	0,0 par mm³
0,2 —	0,0 —
6 —	5,2 —
4,2 —	3,7 —
5,9 —	4,8 —
5,0 —	4,2 —

Les différences sont faibles mais cependant appréciables.

III. *La numération des microfilaires dans quelques millimètres cubes de sang hémolysé est-elle moins précise que dans un volume important ?* Il semble bien que non. Recherchant les microfilaires dans 10 cm³ de sang hémolysé, avec une solution de formol, nous avons constaté que la plus grande partie ne se retrouvait pas dans les culots de centrifugation. Ainsi dans un cas où le sang veineux contenait deux microfilaires par mm³, on n'en retrouvait que 300 dans le culot de centrifugation de 10 cm³, alors que théoriquement on aurait dû en trouver 20.000. Avec 5 cm³ et 1 cm³ les résultats ne sont pas meilleurs.

Dans le sang veineux citraté, les microfilaires vivent longtemps et, par leurs mouvements, pourraient faciliter la recherche. En réalité, en raison même de leur mobilité et aussi de la densité plus grande du plasma, la centrifugation arrive plus difficilement encore que dans le cas du sang hémolysé à les réunir au fond du tube.

Ainsi, si les méthodes par centrifugation d'un certain volume de sang sont utilisables pour la découverte des microfilaires, elles sont d'une imprécision absolue quand il s'agit de numération.

IV. *La technique de numération en chambre humide est-elle plus précise que celle de la goutte épaisse ou du frottis coloré ?* — Il est certain que la technique de numération en chambre humide demande un certain appareillage et doit être faite autant que possible extemporanément. Il semblerait logique de lui préférer une méthode plus pratique : la prise de sang avec une pipette calibrée, qui a été recommandée par Low (avec 20 mm³ de sang), l'étalement, la dessiccation sur lame et la numération après coloration.

Nous avons fait des essais comparatifs des deux méthodes.

Pour avoir des gouttes épaisses de même quantité de sang nous avons mesuré ce volume avec des pipettes capillaires calibrées à 25 mm³. La pipette est ensuite lavée deux fois à l'eau distillée et le liquide de lavage étalé sur deux lames. La numération des micro-

filaires se fait sur la lame de sang coloré et les deux gouttes d'eau de lavage.

Voici les résultats obtenus sur 13 malades différents :

En chambre humide après hémolyse	*Par goutte épaisse colorée*
10 microfilaires pour 25 mm³	0 microfilaires pour 25 mm³
5 — —	2 — —
20 — —	2 — —
3 — —	10 — —
85 — —	96 — —
5 — —	0 — —
13 — —	2 — —
15 — —	0 — —
85 — —	95 — —
27 — —	7 — —
120 — —	64 — —
17 — —	0 — —
5 — —	0 — —

Ainsi, s'il existe des résultats contradictoires, dix fois sur treize le premier procédé donne un chiffre supérieur. Il semble plus exact car, cinq fois, il a permis de déceler des microfilaires alors que l'examen du frottis donnait un résultat négatif.

Nous nous sommes demandé quelles étaient les causes de ces différences ? Les microfilaires peuvent d'abord rester adhérentes à la pipette malgré le double lavage à l'eau distillée. D'autres, pour une raison quelconque, peuvent résister à la coloration.

Nous avons vérifié, d'autre part, que les liquides de coloration et de lavage des gouttes épaisses n'entraînaient qu'un nombre infime de microfilaires. Ainsi, dans le culot de centrifugation des liquides de coloration de six gouttes épaisses, qui contenaient en tout 500 microfilaires, on en trouvait seulement trois.

De même, pour les frottis, on peut supposer qu'une partie importante des larves restent attachées à la lamelle.

On est cependant surpris de constater que ces différentes causes d'erreur interviennent certainement très peu, puisque le nombre des larves trouvées dans le sang frais entre lame et lamelle n'est pas plus grand que dans les préparations étalées et colorées comme on le voit ci-dessous.

On voit donc que le nombre des microfilaires est sensiblement égal dans les frottis minces et à frais entre lame et lamelle ; que

dans la goutte épaisse le nombre est plus grand ; enfin que les chiffres donnés par la numération après hémolyse dépassent constamment et nettement les précédents.

Mais il est évident qu'une technique ne vaut que par la constance des résultats qu'elle donne, c'est-à-dire, dans ce cas, par la similitude des chiffres obtenus chez un même malade, et au même moment.

	Frottis	Goutte épaisse	Sang frais entre lame et lamelle	Numération après hémolyse
Malade ... Sang.....	73 dans 25mm3 ou 2,92 par mm3	108 dans 25mm3 ou 4,32 par mm3	67 dans 25mm3 ou 2, 88 par mm3	7,2 — 7,8 par mm3
Malade ... Phong	16 dans 10mm3 ou 1,6 par mm3	47 dans 10mm3 ou 4,7 par mm3	25 dans 10mm3 ou 2,5 par mm3	6 à 6,7 par mm3

Dans la technique du sang hémolysé en chambre humide, les écarts ne dépassent pas 20 pour 100. Si les écarts sont plus importants, ils sont dus toujours à l'inobservance d'une ou des deux précautions mentionnées plus haut. Avec l'étalement ou la goutte épaisse de sang coloré, les écarts sont beaucoup plus grands et atteignent couramment 40 à 60 pour 100. Notons aussi que nous avons vérifié les résultats de ces techniques sur des malades généralement peu parasités (5 à 12 microfilaires par mm^3) et sur des chiens chez qui le nombre des microfilaires, de *D. immitis*, est beaucoup plus élevé (50 à 70 par mm^3).

Résumé

En conclusion, après un certain nombre d'essais comparatifs, nous croyons préférable d'adopter, pour la numération des microfilaires du sang périphérique, la méthode du sang dilué et hémolysé avec numération en cellule humide, celle de Nageotte entre autres. Les résultats obtenus sont plus exacts, plus comparables entre eux, qu'avec les techniques de prélèvement avec pipette calibrée, suivi

d'étalement en frottis ou en goutte épaisse, et coloration, ou examen à frais entre lame et lamelle.

Les chiffres obtenus sont relativement plus élevés, avec une quantité de sang faible (10 à 30 mm³ de sang), que ceux donnés par centrifugation d'un volume important. La méthode semble donc avantageuse autant pour la recherche des microfilaires de *Wuchereria bancrofti* que pour leur numération (1).

Bibliographie

Fülleborn (F.). — Ueber Versuche an Hundefilarien und deren Uebertragung durch Mücken. *Beihefte zum Arch. f. Sch. und Trop. Med.*, XII, 1908, p. 2.

Galliard (H.) et Ngu (D. V.). — Techniques de recherche des microfilaires du sang. *Ann. Fac. Méd. et Pharm. Indochine*, VI, 1941, p. 35.

Langeron (M.). — *Précis de Microscopie*, 6e édition, Paris, Masson, 1942.

Low (G. C.). — *Filaria loa* cases : continuation reports. *J. trop. Med. and Hyg.*, XVI, 1913, p. 118.

Knott (J.). — A method for making microfilarial surveys on day blood. *Trans. Roy. Soc. Med. and Hyg.*, XXXIII, 1939, p. 191.

Phiem (N. H.). — *Contribution à l'étude de la filariose au Tonkin.* Thèse de Hanoï, 1936.

Suganuma (S.). — Contribution to the knowledge of periodicity of the *Filaria bancrofti*. *Japan Med. World*, Tokyo, I, 1921, p. 1.

Yorke (W.) et Blacklock (B.). — Observation on the periodicity of *Microfilaria nocturna*. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, II, 1917, p. 127.

Faculté de médecine de Hanoï.

(1) James Knott, considérant que, dans tout sang présentant des microfilaires la nuit, on peut en trouver le jour, à condition d'utiliser une quantité de sang suffisamment importante, a recommandé une méthode (par laquage avec le formol, centrifugation et coloration sur lame) permettant d'effectuer les enquêtes épidémiologiques le jour au lieu de la nuit. La quantité de sang employée est de 1 cm³, mais, dans certains cas, il faut examiner 10 cm³. Ohama a utilisé la même méthode avec le même succès. Notons cependant que, même dans 30 mm³, quantité que nous employons pour nos numérations le jour, nous avons toujours trouvé, sauf dans des cas tout à fait exceptionnels, des microfilaires à toute heure du jour. Il semble d'ailleurs que dans la pratique, et non pour démontrer l'efficacité de la méthode, on pourrait choisir d'autres heures que 9 ou 10 (S. Ohama), qui sont celles, dans notre expérience, où le nombre des larves est le plus bas, alors que peu avant et peu après il s'élève sensiblement.

UNE NOUVELLE ESPÈCE DE *SYNHIMANTUS* PARASITE DES RAPACES (1)

Par **C. DESPORTES** †

Le sous-genre *Synhimantus* avait été créé, en même temps que quatre sous-genres, par Railliet, Henry et Sisoff (1912) pour subdiviser le genre *Acuaria*, dont le nombre des espèces devenait trop important.

Il comprenait alors, dans sa définition, les *Acuaria* dont les branches récurrentes des cordons qui ornent la partie antérieure s'anastomosent deux à deux sur les faces latérales.

Ainsi conçu, le sous-genre, élevé ensuite au rang de genre par E. B. Cram (1927), s'opposait au genre *Dispharynx*, dont les cordons récurrents ne sont pas anastomosés. Il comprend actuellement une quinzaine d'espèces décrites, toutes récoltées chez des oiseaux, à l'exception de *S. longigutturata* Chandler 1942, isolé chez *Procyon lotor lotor* L., mais probablement, comme l'écrit Chandler, consécutivement à l'ingestion d'un oiseau parasité.

Il est bien évident que pour plusieurs de ces espèces, une révision des caractères s'impose, non seulement parce qu'elles sont insuffisamment décrites, mais peut-être aussi parce que la position systématique de certaines d'entre elles reste douteuse (2). Pour d'autres, au contraire, les caractères sont bien définis et il en est ainsi, en particulier, pour *Synhimantus laticeps* (Rud. 1819), espèce type que nous avons identifiée à plusieurs reprises chez des Eperviers [*Accipiter nisus* (L.)] et des Faucons crécerelles [*Tinnunculus*

(1) Cette note, trouvée parmi les papiers de C. Desportes, après son décès au cours d'une Mission en Afrique occidentale française, était imprimée depuis plus d'un an, mais notre très regretté collaborateur la gardait pour y apporter quelques modifications. Comme rien n'a été trouvé à ce sujet dans ses papiers, nous la publions telle quelle. — La Rédaction.

(2) L.-G. Seurat (1916) attire ainsi l'attention sur « la tendance que présentent les cordons récurrents à rester indépendants chez *A. affinis* Seurat 1916 : chez presque tous les mâles examinés, ils ne s'unissent pas ; chez une femelle, ils ne le sont pas ». L'espèce fut néanmoins considérée comme étant un *Synhimantus*. Or, nous avons observé chez *Dispharynx spiralis* (Molin 1858) la tendance inverse : des individus des deux sexes avaient quelquefois les cordons anastomosés, d'un seul côté le plus souvent.

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 164-168.

tinnunculus (L.)] à la Station expérimentale de Richelieu (Indre-et-Loire).

C'est en examinant ces derniers parasites que nous avons pu nous convaincre qu'il existait, chez l'une des crécerelles, en compagnie de *S. laticeps*, une seconde espèce bien différente par les caractères de son extrémité antérieure.

Cette dernière fut recueillie également, mais isolément cette fois, chez une Buse (*Buteo buteo* L.). Comme elle ne figure, à notre connaissance, dans aucune publication, nous en donnons la description dans les lignes qui suivent, en l'accompagnant de quelques figures.

Morphologie. — *Corps* trapu, recouvert d'une cuticule épaisse, à stries transversales nettes.

Extrémité antérieure ornée de quatre cordons récurrents, peu sinueux lorsque le ver est en extension normale, anastomosés deux par deux sur les faces latérales. Ces cordons sont parcourus d'une rainure assez profonde ouverte sur le côté. Deux pseudo-lèvres latérales petites, triangulaires, terminées antérieurement par une petite dent apicale dont le sommet, bien aciculé, est généralement un peu rejeté en dehors. Immédiatement en arrière de leur commissure et entre l'extrémité antérieure des cordons existe une protubérance, dorsale et ventrale, légèrement bifide en avant, très visible en vue latérale ou médiane (Fig. 1, A, C, E).

Deux paires de papilles submédianes très saillantes (beaucoup plus importantes que chez *S. laticeps*) entre lesquelles se trouvent, latéralement, les amphides.

Cavité buccale allongée, de section ovalaire, à grand axe dorso-ventral en avant, cylindrique en arrière.

Œsophage à deux portions distinctes, terminé par un court appareil valvulaire. *Diérides* à armature généralement tricuspide, quelquefois bicuspide, très en arrière de la récurrence des cordons et franchement au delà du niveau du pore excréteur (Fig. 2-A).

Mâle. — Long de 7 mm. 18 à 7 mm. 50. *Cordons* repliés postérieurement à 304-340 µ de l'extrémité antérieure et anastomosés à 160-166 µ de cette extrémité. *Protorhabdion* long de 200 µ environ. *Portion musculaire* de l'œsophage longue de 690-730 µ ; *portion glandulaire*, de 2 mm. 07-2 mm. 47. *Anneau nerveux* à 250-300 µ de l'apex ; *pore excréteur*, à 325 µ ; *diérides* à 475-500 µ.

Extrémité postérieure ornée de 7 ou 8 côtelures longitudinales ventrales s'étendant en avant du cloaque sur une longueur de 1 mm. 4 environ, et flanquée de deux ailes vésiculeuses souples

naissant un peu en avant de la pointe et s'étendant antérieurement sur une longueur de 1 mm. environ.

Papilles : quatre paires précloacales, la première et la troisième à partir du cloaque regardant en dedans ; une médiane impaire im-

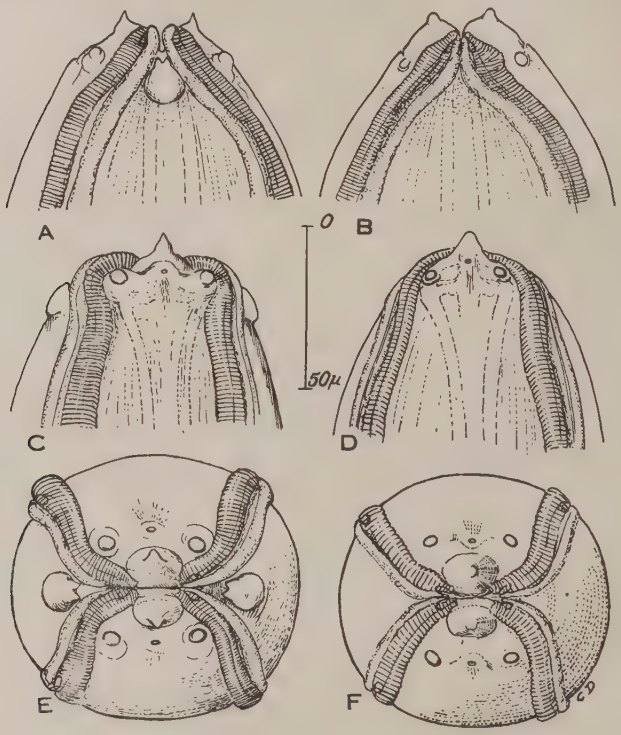


Fig. 1. — Extrémités antérieures de *Synhimantus robertdollfusi* n. sp. (fig. A, C, E) et de *Synhimantus laticeps* (Molin 1858) (fig. B, D, F) : A et B, vue dorsale ; C et D, vue latérale ; E et F, vue apicale.

médiatement sur la lèvre antérieure du cloaque ou un peu en avant ; cinq paires postcloacales, la première et la troisième à partir du cloaque regardant du côté interne. Phasmides non appréciables.

Spicules : droit, long de 175-188 µ, épais, arqué ; *gauche,* de 604-625 µ, à extrémité distale terminée en pointe membraneuse ou en harpon selon l'incidence. Gorgeret absent. *Testicule* replié antérieurement à 500 µ en arrière de l'extrémité postérieure de l'œsophage,

plus ou moins sinueux et uni au canal déférent à 5 mm. 2 de l'extrémité antérieure (environ au tiers postérieur du corps).

Femelle. — Longue de 7 mm. 35 ; cordons repliés à 320-350 µ de l'extrémité antérieure et anastomosés à 135 µ de cette extrémité. *Protorhabdion* de 210 µ ; *portion musculaire de l'œsophage :* 600 µ ;

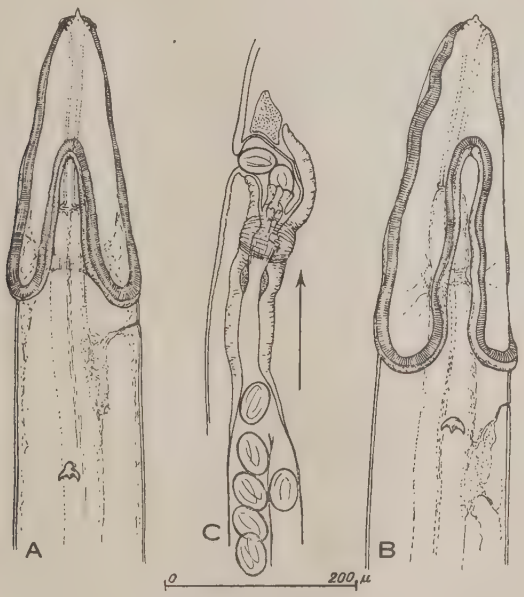


Fig. 2. — Position des diérides : A, chez *Synhimantus robertdollfusi* n. sp. ; B, chez *Synhimantus laticeps* (Molin 1858) ; C, extrémité distale de l'appareil génital femelle de *Synhimantus robertdollfusi* n. sp.

portion glandulaire : 2 mm. 35 ; *anneau nerveux* à 265 µ de l'apex ; *pore excréteur* à 350 µ ; *diérides* à 470 µ.

Queue longue de 200 µ, terminée par une papille subdorsale. *Phasmides* subterminaux bien visibles. *Anus* en fente transversale de 20 µ.

Vulve à 4 mm. 4 de l'extrémité antérieure, non saillante, suivie d'un *vestibule* coudé postérieurement, long de 100 µ environ ; *sphincter* musculeux globuleux, en connexion avec une courte trompe donnant immédiatement deux branches parallèles sur une faible longueur (Fig. 2-C). *Amphidelphie. Ovaire antérieur* contre

l'œsophage musculaire ; *ovaire postérieur,* en avant de l'anus. Œufs de 42 µ de long sur 27 µ de large, renfermant à la ponte un embryon de 225 µ, à queue aciculée.

Matériel : 151 R : *in Buteo buteo* L., muqueuse du gésier, Richelieu (Indre-et-Loire) ; 1 ♀.

679 R : *in Tinnunculus tinnunculus* (L.), muqueuse du gésier, Richelieu ; 2 ♂.

Ainsi l'habitus de ces vers les rapproche beaucoup de *S. laticeps* (Molin 1858), et les différences signalées peuvent sembler assez faibles puisqu'elles reposent, essentiellement, sur l'existence de protubérances arrondies situées entre les cordons, dorsalement et ventralement, juste en arrière de la commissure des lèvres et la position reculée des diérides ; accessoirement, sur les dents antérieures bien aciculées. Néanmoins, ces caractères sont très constants quelles que soient les variations individuelles ; ils sont présents dans les deux sexes et faciles à observer. Aussi nous n'hésitons pas à regarder ces vers comme appartenant à une nouvelle espèce, *Synhymantus robertdollfusi,* que nous dédions à notre ami le Dr R.-Ph. Dollfus.

Résumé

Nous décrivons un nouveau *Synhimantus* (*S. robertdollfusi*), parasite des Rapaces et trouvé chez *Buteo buteo* L. et *Tinnunculus tinnunculus* (L.). Il se caractérise principalement par des saillies latérales en arrière des commissures labiales, entre les cordons ornementaux.

BIBLIOGRAPHIE

Chandler (A. C.). — The helminths of raccoons, *Procyon lotor lotor,* in East Texas. *Parasitol.,* XXVIII, 1942, p. 255-268.

Cram (E. B.). — Bird parasites of the nematode suborders *Strongylata, Ascaridata* and *Spirurata. Smithsonian Institution. Bull. U.S. Nat. Mus. Washington,* CXL, 1927, xvii + 465 p.

Railliet (A.), Henry (A.) et Sisoff (P.). — Sur les affinités des Dispharages (*Acuaria* Bremser), nématodes parasites des Oiseaux. *C.R. Soc. Biol.,* LXXIII, 1912, p. 622-624.

Seurat (L.-G.). — Sur les Dispharages des Rapaces. *C.R. Soc. Biol.,* LXXIX, 1916, p. 1126-1130.

LES ARTHROPODES VECTEURS DE LA PESTE BUBONIQUE

Par A.-G. CHABAUD

De 1907 à 1912, la Commission des Indes avait établi que la peste bubonique était essentiellement une affection des rats domestiques transmise à l'homme par la puce de ces animaux, *Xenopsylla cheopis*.

Le problème apparaît aujourd'hui beaucoup plus complexe, car deux ordres de faits nouveaux sont venus compléter la conception première. D'une part, la mise en évidence de la peste selvatique, d'autre part, la démonstration d'une peste bubonique interhumaine, sans passage par les rongeurs, les puces s'infectant directement sur l'homme.

Il est donc possible de schématiser l'épidémiologie de la peste par trois cycles distincts :

1° Chez les rongeurs sauvages.
2° Chez les rongeurs domestiques.
3° Chez l'homme.

Dans chacun de ces cycles, les puces vectrices seront différentes. En outre, le passage d'un cycle à l'autre ne pourra se faire que par des vecteurs ayant une spécificité parasitaire assez large et les puces les plus importantes dans ce cas ne seront pas fatalement celles qui jouent le plus grand rôle à l'intérieur d'un même cycle.

Nous avons cherché, en suivant ce plan, à faire une liste des arthropodes étudiés expérimentalement dans la transmission de la peste et tenté d'indiquer l'importance relative de chacun pour chaque cycle considéré, et dans le passage d'un cycle à l'autre.

I. CYCLE SELVATIQUE

Il est très difficile de connaître l'importance relative de chaque puce, car chacune est capable de transmettre la peste. On peut toujours comparer expérimentalement deux espèces, mais le résul-

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 169-200.

tat de la comparaison n'est qu'un des éléments du problème. En effet, l'épidémiologiste chargé d'une enquête sur un foyer de peste selvatique est astreint à l'étude d'un grand nombre de détails purement locaux et, par là même, très difficiles à codifier : les variations de température et d'humidité de la région, les mœurs des rongeurs, l'intensité et la nature de leur parasitisme, les trajets habituels de leurs migrations et les rapports qu'ils peuvent contracter avec l'homme, nécessitent, dans tous les cas, une étude spéciale, car chaque région possède fatalement ses particularités.

Devignat (1946) a cherché à résoudre ces difficultés en prenant pour exemple la peste du Lac Albert, au Congo Belge.

Il envisage six modes de transmission :

inter-domestique,	inter-selvatique,	inter-humain,
selvo-domestique,	selvo-humain,	domestico-humain.

Un *Index commun de transmissibilité*, Q, est calculé tous les ans, de façon parallèle, pour chacun des six modes de transmission (Q1, Q2..., Q6). Cet index est donné par la formule générale :

$$Q = K\,(k(i + t) + k'\,(i' + t') + k''\,(i'' + t'').....)$$

Les quatre variables représentent respectivement :

K = *Constante de réceptivité :* facteur de réduction dérivant de la réceptivité des mammifères composant l'un ou l'autre plan. C'est une moyenne calculée par une formule tenant compte à la fois des taux de capture des diverses espèces et de leur réceptivité respective (en 0/0) à l'inoculation d'une dose virulente standard. L'expérience semble prouver que K n'est pas constant mais variable avec l'année, la saison ou la localité.

i = *Index puce-rat* et t = *Index-puce-terrier* représentant la fréquence de l'insecte, sont établis sur un nombre assez large de recherches (100 rongeurs pour i, 10 terriers pour t).

k = *Constante de vection :* facteur de réduction dépendant de la qualité vectrice de l'espèce placée dans les conditions optimales de vection.

Cette constante de vection ne peut pas être basée sur le 0/0 de décès d'animaux mis en présence des puces infectées, car pratiquement, ou bien tous les rongeurs meurent, ou bien, tous sont indemnes, et le coefficient est égal à 1 ou à 0. C'est pourquoi Devignat a imaginé un procédé plus délicat, basé sur la mortalité par rapport au temps. Il établit une courbe avec en abscisse le jour de l'expérience, et en ordonnée le chiffre cumulatif (exprimé en 0/0) des décès de rongeurs à chaque jour de l'expérience. Il suffit ensuite de considérer la surface limitée par la courbe et la ligne des abscisses

pour avoir un chiffre variable avec l'espèce ; la même opération a été faite après l'inoculation d'une souche standard : les surfaces trouvées pour les puces sont rapportées à la surface donnée par la souche standard.

L'auteur reconnaît que l'ensemble de la méthode donne lieu à quelques critiques. Il admet, en particulier, ne pas tenir compte de la fréquence des contacts entre les rongeurs d'un même plan.

D'autre part, on estime ici que les espèces pulicidiennes trouvées sur un rongeur donné dépendant surtout du *modus vivendi* (selvatique ou domestique) de celui-ci et non de l'espèce parasite en cause, l'auteur peut ainsi prendre en bloc, d'une part, la constante de réceptivité des rongeurs K, et d'autre part, les facteurs dépendant des puces.

Cette simplification, si elle est valable pour le Congo Belge, est peut-être plus difficile à admettre dans d'autres régions.

Quoi qu'il en soit, cet important travail donne une base précise qui sera très précieuse lorsque sa valeur générale aura été précisée dans d'autres régions.

Nous nous plaçons ici à un point de vue moins général, ne considérant que les facteurs liés à l'espèce vectrice.

L'arthropode peut être étudié à différents points de vue soit :

A) Comme vecteur entre rongeurs de la même espèce. Les points les plus intéressants seront :

1° La *fréquence sur l'hôte* aux différentes époques de l'année.

2° La *facilité d'infestation* de la puce sur le rongeur pesteux : le 0/0 de puces infectées spontanément donne ici une notion très utile.

3° La *facilité de transmission* du germe de la puce au rongeur sain (Méthode de Devignat).

4° Le *nombre d'animaux* pouvant être infectés par une puce (Wheeler et Douglas).

5° La *durée de la période d'infection* de la puce.

6° La *biologie de l'insecte :* sa longévité, sa résistance aux différentes conditions de chaleur et d'humidité, le nombre moyen des repas, le mode de parasitisme, soit permanent, sur le même hôte, soit intermittent, la puce quittant un premier rongeur pour rester dans le terrier et pouvant ensuite s'attaquer à un nouvel hôte.

B) Comme vecteur de la peste entre hôtes appartenant à des espèces différentes et que nous appellerons hôte A et hôte B.

Il est alors nécessaire de noter :

1° La *fréquence respective* sur l'hôte A et sur l'hôte B.

2° La *facilité d'infestation* sur l'hôte A.

3° La *facilité de transmission* à l'hôte B.

4° Le *nombre d'animaux B* pouvant être infectés expérimentalement par une même puce.

5° La *durée de la période d'infection* de la puce.

6° La *biologie de la puce* et en particulier la facilité avec laquelle elle passe de l'hôte A à l'hôte B.

Les renseignements obtenus dans la première étude (vecteurs entre rongeurs de la même espèce) sont donc largement utilisables dans la seconde partie (vecteur d'un hôte A à un hôte B).

Wheeler et Douglas (1941) ont cherché à exprimer certains de ces facteurs d'une façon numérique. Ils définissent différents rapports dont le produit donne un chiffre traduisant, pour une part tout au moins, le danger que présente chaque espèce. Ils établissent, par des études individuelles :

Potentiel d'infection, ou rapport du nombre de puces qui s'infectent sur le nombre de puces ayant pris le repas infectant.

Potentiel vecteur, ou rapport du nombre de puces qui transmettent l'infection au nombre de puces infectées.

Potentiel de transmission, ou nombre de transmissions, c'est-à-dire chiffre moyen de rongeurs infectés pour une puce infectieuse.

Le produit de ces facteurs représente le nombre de transmissions effectuées par un individu moyen ou *efficience du vecteur*.

Voici, par exemple, les valeurs obtenues pour *Ceratophyllus montanus* et *X. cheopis* :

	Pot. inf.	Pot. vect.	Pot. tr.	Eff. vect.
C. montanus.....	0,85	0,52	2,58	= 1,14
X. cheopis.....	0,98	0,29	1,44	= 0,39

Des résultats plus récents (1945) ont modifié ces premiers chiffres.

X. cheopis = 0,43, *C. montanus* = 0,84. Enfin, *Ctenocephalides felis* et *Hoplopsyllus anomalus* ont tous les deux le coefficient 0. Ce chiffre peut paraître surprenant, puisque les mêmes auteurs ont réussi (1941), avec la première espèce, à transmettre la peste à l'animal d'expérience qui était dans les deux cas la souris blanche.

D'autre part, une cause d'erreur semble difficile à éviter lorsque le mammifère pris comme test n'est pas l'hôte préféré de la puce.

Cependant, la méthode a l'avantage de fixer, pour chaque espèce, un chiffre de base susceptible de discussions ultérieures, et capable d'acquérir ainsi une réelle précision.

1. Afrique

La *peste ancienne* d'Afrique, définie par R. Jorge (1935), ne semble pas avoir été accompagnée de foyers selvatiques. La peste contemporaine, qui débute en 1900, a fait le tour de l'Afrique en restant, elle aussi, essentiellement côtière. Elle a pu cependant pénétrer en quelques régions et s'y maintenir avec une gravité variable mais, en général, assez faible.

Nous passerons rapidement en revue ces pestes continentales, pour traiter plus spécialement le foyer de l'Afrique du Sud, exemple typique de la conversion de la peste commune en peste selvatique.

A. — Haute-Egypte

Certains rongeurs sauvages de la Haute-Egypte sont atteints de peste, mais il s'agit bien davantage d'une « peste d'accompagnement » des rats domestiques que d'une peste selvatique proprement dite. Deux espèces ont été trouvées infectées spontanément : *Acomys cahirinus*, surtout rural, mais aussi domestique, qui est l'hôte normal de *X. chephrenis* ; *Arvicanthis niloticus*, muridé également sylvestre, mais qui peut se rencontrer dans les habitations. La peste de cette région semble très efficacement combattue par *Mustela africana*, petit viverridé très abondant, qui détruit ces rongeurs et même *Rattus rattus*.

X. cheopis est fréquent en Haute-Egypte, les autres espèces pulicidiennes, probablement d'intérêt secondaire, ne paraissent pas avoir fait l'objet d'études spéciales.

B. — Tunisie

Les puces et les rongeurs ont été catalogués par Wassilief (1931 et 1932). Il a remarqué que le mérion (*Meriones shawi*) est surtout répandu au centre de la Tunisie, c'est-à-dire dans la région la plus contaminée par la peste. Par un hasard heureux, ce mammifère est peu sensible à l'infection. Dans l'extrême sud, *Psam-*

momys roudairei est très abondant et très sensible à la maladie, mais le secteur n'est pas atteint par l'épidémie, et il n'y a pas, actuellement, de peste selvatique en Tunisie. Cependant une épidémie qui a envahi, en 1920, le centre du pays, était peut-être, sans qu'on en ait de preuves certaines, secondaire à une migration de Gerbilles venues de Tripolitaine. Les espèces *Gerbillus hirtipes* et *G. eatoni latestei* font partie de la faune tunisienne.

C. — Maroc

En 1911, un foyer s'est manifesté à l'intérieur du pays, dans les régions des Doukkala et de la Chaouia. Il est possible que les rongeurs sauvages aient été à son origine, mais il y a très peu de renseignement à cet égard.

D. — Afrique Occidentale

La faune des rongeurs a été étudiée par Cazanove (1929) et Lefrou (1932). Les espèces sauvages les plus remarquables sont :

Mastomys coucha dont la distribution, très large, couvre toute la moitié sud de l'Afrique (voir ci-dessous). *Arvicanthus rufinus*, également très abondant. *Golunda campana* a été trouvé fréquemment infecté par Cazanove (1929), ainsi que *Cricetomys gambianus*. La musaraigne *Crocidura stampfii* fréquente les habitations (Léger et Baury, 1923). Nous pouvons encore citer *Xerus erythropus*. Toutes ces espèces sont atteintes spontanément par la peste. Plus rarement les chacals, les lièvres (Lefrou, 1929, au Cayor), les hérissons ont été trouvés infectés.

La peste est donc ici largement répandue chez les rongeurs sauvages, cependant R. Jorge se refuse à parler de peste selvatique dans cette région, car, dit-il, « le rat s'en mêle, et, même, est à la tête de l'épidémisation ».

Les puces le plus souvent rencontrées sont *X. cheopis*, *Echidnophaga gallinacea*, *X. astia*, *X. brasiliensis*, *Synosternus pallidus*, *Ctenophalides felix* et *C. canis*.

S. pallidus est l'espèce la plus intéressante de la région à cause de sa très grande fréquence dans les habitations (Roubaud, 1931). Elle a une large distribution géographique : Egypte, Soudan égyptien, Tunisie ; elle est même connue au Brésil et en Russie. L'espèce a peu de spécificité parasitaire, puisqu'elle se trouve sur l'homme, le chien, les renards, les hyènes, les hérissons et différents rongeurs. Son rôle pestigène, encore mal connu, sera envisagé en même temps que celui des autres puces vectrices inter-humaines.

E. — Congo Belge

Un foyer existe à la frontière de l'Ouganda, dans la région d'Ituri. L'étude de cette zone a fait l'objet du travail précédemment cité de Devignat.

Le rongeur le plus important est encore *Mastomys coucha ugandæ*. L'auteur le considère comme franchement domestique.

Arvicanthis abyssinicus se rencontre souvent dans les habitations. La liste complète des rongeurs est donnée par Devignat. Les espèces trouvées infectées spontanément sont avec *Mastomys coucha*.

A. abyssinicus	1,4	cas	pour	1.000
Lophuromys aquilus	3,4	—	—	—
Lemniscomys striatus	6,1	—	—	—
Otomys tropicalis	0,6	—	—	—
Dasymys bentleyæ	0,7	—	—	—

Les autres espèces sont moins fréquentes ou moins souvent infectées. La constance *k* de réceptivité a été recherchée pour les rongeurs les plus importants.

Du point de vue entomologique, 15 espèces de puces ont été relevées ; les espèces pestifères sont données avec un chiffre indiquant le rapport du nombre de souches isolées au nombre d'exemplaires de puces inoculées :

X. cheopis (1,1 0/0), *X. brasiliensis* (0,4 0/0), *Dinopsyllus lypusus* (0,3 0/0), *Ctenophtalmus sp.* (0,3 0/0) (1), *Ctenocephalides felis strongylus* (0,2 0/0), *Leptosylla æthiopica* (2,2 0/0).

Le chiffre donné pour *L. æthiopica* peut induire en erreur car l'espèce est assez localisée et l'étude n'a pu être faite que dans une seule zone qui était précisément un foyer pesteux.

Des expériences ont été entreprises pour déterminer le caractère pestigère des différentes espèces. Les résultats se résument ainsi :

Ctenocephalides felis strongylus est très intéressante, car c'est la seule espèce qui vive de façon élective sur l'homme, mais elle n'a pas transmis le germe à la souris blanche, au cours de plusieurs expériences.

Ctenophtalmus sp. a, elle aussi, expérimentalement, un coefficient 0.

(1) Les *Ctenophtalmus* identifiés dans la région sont *C. evidens, C. cabirus, C. devignati* et *C. phyris*.

Mais trois espèces se sont montrées bonnes vectrices ; ce sont : *X. cheopis* 0,96, *X. brasiliensis* 0,71, *D. lypusus* 0,90.

L'auteur tire alors les conclusions suivantes :

La peste du Lac Albert trouve des conditions très favorables sur le plan selvatique. La transmission se faisant essentiellement par *D. lypusus*. Cette espèce est aussi la plus importante pour le passage de la peste selvatique au rat de hutte *Mastomys coucha*, et éventuellement à l'homme.

X. cheopis et *X. brasiliensis* se partagent le rôle de vecteurs entre rats de hutte et peuvent aussi, accidentellement, faire le passage, soit sur le plan selvatique, soit, plus exceptionnellement, à l'homme. La peste reste rare pour l'homme grâce au peu d'efficacité de *C. felis strongylus*.

F. — Afrique de l'Est

L'ensemble de l'Afrique Orientale s'oppose à l'Afrique du Sud en ce que la peste y sévit chez les rongeurs domestiques plutôt que chez les rongeurs sauvages.

Les espèces que nous pouvons citer sont donc plutôt des victimes accidentelles de la peste domestique que les principaux réservoirs de virus.

Les deux espèces domestiques prédominantes sont *Mastomys coucha* et le rat noir sous ses diverses races : *Rattus rattus kijabius* et *R. rattus alexandrinus*. Elles forment un foyer indépendant des gerbilles.

Le rat noir étend actuellement son aire de dispersion aux dépens de *M. coucha*, mais les deux espèces sont également dangereuses.

Arvicanthus abyssinicus tient la troisième place. Citons accessoirement, parce que trouvés spontanément infectés : *Lemniscomys massaicus* en Ouganda et Kenya. *Golunda fallax* et *Mus dolichurus* au Kilima-Ndjaro. *Cricetomys gambianus* en Mozambique.

Les puces vectrices les plus importantes sont *X. cheopis* et *X. brasiliensis*. La première prédomine dans les maisons des villes, *brasiliensis* serait plus rurale, se rencontrant plutôt dans les huttes indigènes.

Dinopsyllus lypusus sera étudiée avec l'Afrique du Sud. Les espèces secondaires sont : *E. gallinacea* et *Ctenocephalides*.

Quelques espèces sont plus spéciales à la région qui nous occupe. *X. bantorum*, recueillie sur *Mus norvegicus* en Ouganda, a été décrite par Jordan (1938). Son rôle n'est pas connu, car elle avait probablement été confondue par *X. cheopis*.

X. syngenis trouvée par Lamborn (1940) sur des rongeurs en zone infectée dans le Nyassaland.

Ctenophtalmus cabirus est une puce signalée sur *Arvicanthis sp.* au Kenya et sur *Rattus* en Afrique Orientale. Symes (1932), le premier, a démontré que l'espèce est un vecteur expérimental ; effectivement, depuis cette découverte, la transmission a pu être réalisée avec cinq exemplaires seulement, mais Symes et Roberts (1934) n'ont jamais trouvé d'exemplaires spontanément infectés à Nairobi.

G. — Afrique du Sud

C'est aux environs de 1900 que la peste a été introduite en Afrique du Sud ; localisée au début dans les ports, sur les rongeurs domestiques, l'infection s'est éteinte chez ceux-ci, mais les rongeurs sauvages avaient été contaminés et l'épizootie s'est installée chez ces derniers de façon permanente et couvre maintenant une très vaste surface.

Mitchell, Pirie et Ingram (1927) ont fait une étude qui a pu être prise comme type dans les différentes pestes selvatiques reconnues ultérieurement. De nouvelles publications (De Meillon, Davis...) ont complété les premières acquisitions. Douze espèces de mammifères ont été trouvées naturellement infectées ; nous en donnons la liste ici :

1. La gerbille *Tatera logengulæ* semble le principal vecteur. C'est en effet l'espèce la plus fréquente et ses mœurs permettent une grande dissémination de l'épizootie ; elle vit en famille de 4 à 24 et a tendance à déplacer son terrier et à en visiter d'autres ; les ectoparasites trouvés sur elle sont :

Dinopsyllus lypusus, Chiastopsylla rossi, Xenopsylla eridos, Listropsylla stygius, Ctenophtalmus calcatus, Leptosylla musculi, X. hipponax, un anoploure — *Linognathoides faurei* — et quatre acariens.

2. Le rat multimamellé *Mastomys coucha* présente aussi un intérêt de premier ordre, car c'est probablement lui le plus dangereux pour l'homme. Très abondant partout, il loge aussi bien dans les terriers en plein champ que dans le sol ou le toit des huttes. D'une extrémité à l'autre de son immense zone de dispersion, c'est lui le principal intermédiaire entre rongeurs sauvages et rongeurs domestiques, et lorsqu'il n'y a pas de peste selvatique, il peut, à lui seul ou associé à *Rattus rattus*, entretenir une peste domestique indépendante des Gerbilles. Ses ectoparasites sont en Afrique du Sud :

Dinopsyllus lypusus, Xenopsylla eridos, Chiastopsylla rossi,

X. brasiliensis, Pulex irritans, un pou — *Linognatoides faurei* — et un acarien — *Lælaps muricola.*

En dehors de l'Afrique du Sud, on a aussi trouvé sur lui :

X. cheopis, Cenophtalmus sp. et *Letopsylla æthiopica.*

3. *Desmodillus auricularis* est une gerbille qui, comme *Tatera lobengulæ,* vit en petits groupes, mais elle est moins migratrice et pour cette raison est probablement moins dangereuse bien qu'elle soit communément infectée de puces : *X. eridos* et *Dinopsyllus lypusus.*

4. *Geosciurus capensis* vit aussi en famille dans de grands terriers souvent en association étroite avec les gerbilles. Il est l'hôte de :

Xenopsylla erilli, Ctenocephalus canis, Echidnophaga bradyta, E. gallinaceus, X. eridos, Dinopsyllus lypusus, Pulex irritans, le pou *L. faurei,* et un acarien, *Hæmolælaps sp.*

5. *Rhabdomys pumilio,* la « souris rayée », construit des terriers à la surface du sol, où elle vit en famille de 12 à 30. Elle se trouve aussi dans les grains, les fourrages, et adopte facilement les terriers de gerbilles ou de *Mastomys coucha.* Les puces trouvées sur elle sont :

D. lypusus, X. eridos, C. rossi, Listropsylla agrippinæ, L. cheluræ, Chiastopsylla octavii, Dinopsyllus longifrons.

6. *Malacothrix typicus,* contrairement aux précédents, n'a pas l'habitude de visiter les terriers voisins, mais il est capable de s'éloigner à de grandes distances de son habitat ; il est l'hôte de :

D. lipusus, X. eridos, Listropsylla stygius.

7. *Pedetes caffer,* le « Springhare », est assez rarement atteint spontanément. Il pourrait cependant être responsable de foyers isolés qui s'observent dans la propagation de la peste selvatique, car il parcourt de grandes distances. Une seule espèce pulicidienne a été identifiée sur lui, c'est *X. caffer.* Les espèces suivantes paraissent avoir un rôle plus effacé ; elles sont citées avec la liste de leurs ectoparasites :

8. *Paratomys luteolus : Chiastopsylla pitchfordi, L. agrippinæ, D. longifrons, X. eridos, C. rossi.*

9. *Myotomys broomi : Chiastopsylla mulleri, L. agrippinæ, C. rossi, X. eridos, Hypsophtalmus aganippes.*

10 *Lepus saxatilis* et

11. *L. zuluensis,* dont les parasites ne sont pas connus.

Les arthropodes de ces différents mammifères, autres que les siphonaptères, ont refusé de se nourrir sur l'homme, mais ils ont

peut-être leur part dans la transmission entre rongeurs. En effet, les acariens sont nombreux dans les terriers des gerbilles et sont plus résistants que les puces aux conditions extérieures.

Parmi les siphonaptères les plus intéressants nous avons :

1. *Dinopsyllus lypusus* (J. et R.), vecteur expérimental entre gerbilles. A jeun depuis deux ou trois jours, il se nourrit sur l'homme. Il se rencontre toute l'année dans une grande partie de l'Afrique méridionale et orientale et à Madagascar.

2. *Chiastopsylla rossi* (Watrst.), espèce aussi fréquente que la précédente sur les gerbilles et sur *Mastomys coucha*, et qui a donné expérimentalement des résultats très comparables. Elle est capable de transmettre la peste de rongeurs artificiellement infectés à des animaux sains, les espèces utilisées étant les gerbilles et *Mastomys coucha*. A jeun depuis deux jours, elle pique l'homme. Cette espèce est plus fréquente pendant la saison sèche. La survie a été de 27 jours, expérimentalement, mais elle est probablement beaucoup plus longue dans les terriers.

3. *X. eridos* (Roths.), étudiée dans les mêmes conditions. C'est aussi un vecteur expérimental. Elle pique l'homme mais plus difficilement, elle est fréquente sur *Parotomys brantsi*. De Meillon (1942) remarque que la zone où *X. eridos* est la plus commune est celle dans laquelle la peste semble le plus fermement établie. (Centre et Nord de l'Etat d'Orange et partie méridionale du Transvaal).

4. *X. hirsuta* (Ing.), démontrée à Johannesburg (Depart. of Entomology 1930), capable d'effectuer la transmission de rongeur à rongeur.

5. *X. piriei* (Ing.), parasite de *Desmodillus auricularis* ; est connue pour être associée à la peste.

6. *X. erilli* (Roths.), citée comme pouvant piquer l'homme.

7. *X. brasiliensis*, qui peut se trouver sur des rongeurs selvatiques, mais elle est beaucoup plus un parasite de rongeurs domestiques ou semi-domestiques tels que *Mastomys coucha*.

H. — Madagascar

L'épidémiologie de Madagascar pourrait être rapprochée de celle des Indes.

Le rat noir ou ses variétés sont presque exclusivement en cause. Cependant, en 1933, *Brachytarsomya albicaudata*, rongeur sylvestre, serait sorti de la forêt pour envahir les régions avoisinantes. Les indigènes auraient remarqué une grande mortalité chez le rongeur et, par la suite, une dizaine de cas de peste bubonique chez l'hom-

me (Sorel, 1937). Ces constatations n'ont jamais pu être vérifiées et on n'a pas la preuve d'une infection spontanée ; mais le rongeur est expérimentalement très sensible à la peste.

Les siphonaptères les plus intéressants à Madagascar sont :

X. cheopis très répandue dans les habitations.

Synopsyllus fonquernii est une puce de hérissons qui, récemment, s'est beaucoup multipliée, et devient commune sur le rat domestique. Elle est capable de transmettre expérimentalement la peste par piqûre (Sorel, 1937) et la découverte d'exemplaires spontanément infectés n'est pas exceptionnelle. D'après Girard (1942) on la rencontre surtout en saison froide, en dehors des habitations et des terriers de rats ; mais Le Gall (1943) trouve cependant que 20 0/0 des puces récoltées dans les habitations appartiennent à cette espèce.

E. gallinacea, Leptosylla musculi, D. lypusus, C. felis, P. irritans semblent peu fréquentes dans les statistiques (Le Gall, 1943). Absence complète de *C. fasciatus*.

2. Amérique du Nord

La peste selvatique semble s'être installée en 1906 par contact entre les rats domestiques de San Francisco et les sciuridés de la zone avoisinante. L'épizootie selvatique atteint les Montagnes Rocheuses (1937). En 1939, elle s'étend depuis la Montana jusqu'au Sud de l'Etat de New Mexico, et en 1944, elle a gagné les grandes plaines des Etats de Dakota, de Montana, de Wyoming, de Colorado, de New Mexico et d'Oklahoma (Craig et Faust, 1945).

Eskey fait remarquer que les Citelles semblent être les principaux responsables de l'étendue de l'épizootie. Les différentes espèces ont, en effet, une distribution très large et leurs instincts grégaires favorisent la diffusion de la peste. De nombreuses espèces ont été trouvées spontanément infectées. Elles seront énumérées dans un tableau général en même temps que les puces qu'elles hébergent. Les marmottes, les chiens de prairies, les *Eutamias* participent à l'épizootie.

Une mention spéciale peut être faite pour le « burrowing owl », *Speotyto cunicularia*. Ce hibou se nourrit de Citelles morts qu'il transporte dans son terrier. Au cours d'une épizootie de *Citellus beecheyi*, Wheeler, Douglas et Evans (1941) ont recueilli sur l'oiseau, 70 *Echidnophaga gallinacea* et les ont inoculées à un cobaye qui mourut ensuite de peste. C'était la première fois qu'un

oiseau était démontré porteur de parasites pesteux. Brown (1944) opérant de la même façon, au cours d'une épizootie de *C. richardsoni*, n'a pas pu mettre l'infection en évidence dans les 84 puces récoltées.

En plus d'*E. gallinacea*, les espèces récoltées dans le terrier de ce hibou sont *C. idahoensis* et *Rectofrontia fraterna*.

Eskey et Haas ont remarqué que les puces ont une spécificité marquée pour un hôte ou un groupe restreint. Cependant, des échanges de parasites sont fréquemment observés entre rongeurs d'espèces différentes.

Les recherches dans les terriers ont montré que certaines puces abandonnent volontiers leurs hôtes pour rester dans les nids, ce qui explique le petit nombre d'exemplaires trouvé sur certains rongeurs. Il ne semble pas que ces puces de terriers puissent subsister très longtemps en l'absence de rongeurs, car il n'en a pas été trouvé dans les terriers abandonnés.

Dans les expériences d'Eskey et Haas (1939), 31 espèces de puces ont pu s'infecter sur le cobaye. Elles seront citées plus bas dans un tableau. Chez 12 à 19 0/0 des exemplaires, l'infection disparaît au bout d'un certain temps, mais ce pourcentage est variable avec l'espèce ; il n'est que de 4 0/0 pour *X. cheopis*.

L'intervalle entre l'infection de la puce et la transmission au cobaye varie de 5 à 130 jours.

Voici les espèces de puces selvatiques les plus remarquables en Amérique du Nord :

Ceratophyllus (= *Diamanus*) *montanus* (Baker). Très fréquente sur certains Citelles. Nous avons vu que, dans les expériences de Wheeler et Douglas, l'espèce s'est comportée, pour la souris blanche, comme un excellent vecteur, nettement supérieur à *X. cheopis*. Dans le travail d'Eskey et Haas, 25 0/0 s'infectent en piquant une seule fois le cobaye septicémique. Une puce sur douze a transmis l'infection au cobaye et dans une autre série d'expériences, deux exemplaires infectent trois cobayes. Douglas et Wheeler (1943) ont établi que 60 0/0 de *D. montanus* infectées peuvent libérer leur tractus digestif du bacille pesteux après un repas unique. Ce chiffre n'est que de 2 0/0 pour *X. cheopis*.

Les bacilles restent virulents très longtemps dans les déjections ; celles-ci, au bout de deux mois, entraînent encore constamment la mort du cobaye.

Hoplopsyllus anomalus (Baker), est, avec la précédente, le principal parasite des Citelles réputés les plus dangereux. Elle se trouve assez souvent sur des genres différents : *Neotoma, Cynomys*... Evans, Wheeler et Douglas (1943) l'ont trouvée spontanément infectée, elle

pique l'homme. Son pouvoir pestigère est discuté. Il est très faible pour Wheeler et Douglas (1941 et 1945) qui lui attribuent un « *vector efficiency* » nul ; Eskey et Haas (1938 et 1939) ont cependant réussi la transmission au cobaye et des essais de transmissions faits en prenant pour sujet d'expérience un des hôtes habituels seraient désirables.

Ceratophyllus (= *Thrassis*) *pandoræ* (Jellisson), est l'espèce la plus abondante sur les Citelles de Wyoming et d'Oregon ; (Jellisson, 1937), Eskey et Haas ont infecté 58 exemplaires et avec un lot de 6 de ceux-ci ont pu faire la transmission à 15 cobayes.

Ceratophyllus (= *Opisocrostis*) *labis* (J. et R.), puce de Citelle, a été trouvée infectée spontanément par Prince (1943). 178 exemplaires se sont infectés dans les expériences d'Eskey et Haas, et 14 puces infectées ont effectué la transmission à 35 cobayes.

Ceratophyllus (= *Oropsylla*) *rupestris* (Jord.), sur *C. richardsoni* et *Mustela*. Ozburn (1944) la suppose importante. Eskey et Haas ont obtenu trois infections expérimentales : deux puces ont infecté six cobayes.

Ceratophyllus (= *Thrassis*) *francisi* (Fox), sur *C. beldingi*, 21 infections expérimentales, 4 exemplaires infectent 8 cobayes.

Ceratophyllus (= *Thrassis*) *arizonensis* (Baker), sur Citelles, 58 infections expérimentales, 3 exemplaires infectent 5 cobayes.

Ceratophyllus (= *Opisocrostis*) *tuberculatus* (Baker), sur Citelles et chiens de prairies, 10 infections expérimentales, 1 exemplaire infecte 1 cobaye.

Ceratophyllus (= *Opisocrostis*) *hirsutus* (Baker), sur chiens de prairies, 70 infections expérimentales, 3 exemplaires transmettent à 4 cobayes.

Ceratophyllus = (*Thrassis*) *acamantis* (Roths.) est la plus commune, à l'intérieur de la Colombie Britannique, sur les marmottes (Mail et Holland, 1942), 8 infections expérimentales, 1 exemplaire infecte 1 cobaye.

Ceratophyllus (= *Thrassis*) *howelli* (Jord.), sur marmottes, 6 infections expérimentales, 1 exemplaire infecte 2 cobayes.

Ceratophyllus (= *Monopsyllus*) *eumolpi* (Roths.), sur *Eutamias*, 31 infections expérimentales, 2 exemplaires infectent 4 cobayes.

Ceratophyllus (= *Orchopeas*) *sexdentatus* (Baker), sur *Neotoma*, 81 infections expérimentales, 3 exemplaires transmettent à 4 cobayes.

Quelques espèces s'ajoutent encore à la liste donnée par Eskey et Haas :

Ceratophyllus (= *Thrassis*) *bacchi* (Roths.), sur *Citellus richardsoni* et *C. tridecimlineatus*, 10 exemplaires s'infectent sur cobaye et 4 transmettent l'infection au cobaye (Prince, 1943).

L'infection spontanée a été décelée au North Dakota. L'intervalle entre le repas infectant et la constatation de la transmission au cobaye a été de 23 à 34 jours.

Ceratophyllus (— *Opisocrostis*) *bruneri* (Baker), sur *Citellus franklini, C. tridecimlineatus* en Nebraska, 8 exemplaires s'infectent expérimentalement. 4 transmettent l'infection au cobaye. L'intervalle entre l'infection de la puce et la transmission au cobaye a été de 21 à 34 jours (Prince 1943).

Malareus telchinum (Roths.) est une puce de *Microtus*. Stewart (1940) pensait que c'était un des vecteurs les plus importants entre animaux domestiques et animaux sauvages, car elle a été trouvée sur les deux.

Dans les expériences d'Eskey et Haas, 74 exemplaires se sont infectés, mais c'est la seule, parmi les 15 espèces différentes étudiées, qui n'a pas pu infecter le cobaye ; Wheeler et Douglas (1941) ont abouti aux mêmes conclusions. Burroughs (1944) a pu infecter la puce sur *Peromyscus maniculatus, Microtus californicus* et sur la souris blanche. Il a mis en évidence le pouvoir pestigère de l'espèce sur *Microtus californicus*.

Cet exemple démontre qu'il est nécessaire de travailler avec l'hôte principal de la puce avant de conclure à la non-efficience de l'insecte. Et cela *à fortiori*, quand il s'agit de comparer quantitativement le pouvoir de transmission de deux espèces pulicidiennes différentes.

3. Amérique du Sud

En Amérique du Sud, la peste des rongeurs sauvages a été signalée en 1905, 1924, 1928, 1932, 1934, et presque chaque année depuis cette date. Elle y semble établie de façon permanente, mais de manière plus ou moins bruyante, apparaissant en hiver, s'étendant sur de très vastes étendues, disparaissant au printemps. Les Caviidés et les Cricetidés sont spécialement atteints. Malgré la violence des épizooties, les cas humains sont rares. On constate parfois une infection animale de type subaigu, sans lésions macroscopiques.

Voici les rongeurs particulièrement incriminés :

1. — *Cavia aperea* a été trouvé pesteux au Brésil, en Argentine (Uriarte, 1927) et en Equateur (Eskey, 1930).

2. — *Microcavia australis* a été trouvé infecté en Argentine. L'animal évite le contact humain. Il est parasité par différentes espèces des genres *Parapsyllus, Rhopalopsyllus* et *Hectopsyllus*.

3. — *Galea musteloides*, trouvé infecté en République Argentine en 1937. C'est un Caviidé qui fuit l'homme et ne pénètre dans les habitations que quand elles sont abandonnées (J.-M. de la Barrera, 1937). Il est l'hôte de *Rhopalopsyllus byturus*.

4. *Graomys griseoflavus* est un cricetidé qui habite le creux des arbres mais peut envahir les habitations. En Argentine, il a été trouvé infecté en 1937 (De la Barrera) ; il est parasité par *Rhopalopsyllus occidentalis* et *Craneopsylla wolffhuegeli*.

5. *Hesperomys muryllus*, trouvé infecté dans les épidémies de la Pampas (Sussini, 1938).

6. *Sylvilagus brasiliensis gibsoni*, léporide des régions montagneuses (Sussini, 1938).

Citons enfin *Monodelphis domesticus* que Macchiavello (1941) soupçonne de transmettre la peste de rongeurs domestiques à rongeurs sauvages.

Les siphonaptères qui ont fait l'objet d'études expérimentales sont :

Parapsyllus talis (Jord.), avec lequel une expérience de transmission sur *Microcavia australis* a été positive. C'est l'espèce la plus fréquente sur les Caviides de République Argentine.

Hectopsylla suarezi (Fox) se trouve sur cobayes et lapins et joue un rôle dans certains cas comme vecteur entre les cobayes et l'homme (Suarez, 1942).

Rhopalopsyllus cavicola (Weig.) se trouve en Argentine et Equateur sur les Caviides et parfois dans les vêtements et literies des Indiens. Le pouvoir pestifère a été vérifié expérimentalement, mais non le pouvoir pestigère (Long, 1935).

Rhopalopsyllus bohlsi var. *jordani* (Costa Lima), associée à une espèce du même genre non déterminée, est probablement le vecteur de la peste de rongeurs dans certaines parties du Vénézuéla et peut être responsable de la transmission à l'homme (Hecht, 1942).

4. Russie

Nous n'aurons en vue, dans ce chapitre, que la peste selvatique de la Russie occidentale (la Transbaïkalie sera étudiée en même temps que la Mongolie). Il existe deux foyers distincts :

— l'un au Sud-Est, dans les steppes argileuses, avec le *Citellus pygmaeus* comme principal réservoir de virus ;

— l'autre dans les zones sablonneuses du Sud où les rongeurs sont *Mus musculus* et *Pallasiomys meridianus* accompagnés de plusieurs autres espèces.

La peste des Citelles a été découverte en 1912 (Deminsky, Berdnikov, cités par R. Jorge, 1928). L'épizootie est généralement à son maximum au mois de mai et juin, au début de la vie indépendante de la nouvelle génération. Les Citelles sont plus sensibles à la peste à cette époque. Pendant l'hibernation, au contraire, ils sont réfractaires, ou font une forme de peste chronique qui perpétue le germe d'une année à l'autre.

A un moindre degré, les puces qui se trouvent dans les nids de Citelles sont aussi susceptibles de conserver le bacille pesteux pendant l'hiver (Golov et Ioff, 1926), (Evseeva et Firsov, 1932).

La maladie humaine éclate au moment du maximum de l'épizootie des Citelles, au mois de mai et juin.

La peste des Souris et des Gerbilles a été mise en évidence en 1915 (Koltzof, Nikanoroff, cité par R. Jorge, 1928). Ici il n'existe pas de formes chroniques pour maintenir l'infection. Il se produit des épizooties massives qui réduisent la densité de la population murine, pour un certain temps ; puis une pullulation nouvelle des rongeurs entraîne de nouvelles épizooties. Le germe semble venir de la région intermédiaire, où Citelles et Souris coexistent et où les échanges de puces sont fréquemment observés entre les hôtes. Tikhomirova, Zagorskaia et Jiyine (1935) considèrent, au contraire, que la peste existe sous forme endémique dans la région sablonneuse et que l'échange des puces dans la zone intermédiaire donne des poussées épidémiques de peste chez les Citelles des steppes.

L'infection, chez l'homme, se voit en général en automne, au moment de la récolte d'une graminée (*Agriophyllum arenarium*) qui sert de gîte et de nourriture aux souris.

La biologie des rongeurs a fait l'objet d'importants travaux :

1. *Citellus pygmaeus* (*C. musicus* et *C. mugosaricus* sont synonymes). — La reproduction se passe aussitôt après le sommeil hibernal, les femelles mettent bas au début de mai et allaitent un mois. Quand les petits sont âgés de 5 semaines, la mère les quitte et va se creuser un autre terrier pour l'hiver. Un des petits reste dans l'ancien terrier, les autres vont s'en creuser d'autres. Ils tombent en sommeil quand la température de l'air extérieur est de 3 à 4° C. Ils sont diurnes et ne se montrent pas, tant que l'herbe est mouillée. Leurs principaux ennemis sont les furets (Lebedev, 1925). La sensibilité maxima à la peste se trouve chez les jeunes au moment de leur migration, ce qui amène par suite des contacts plus fréquents une très forte mortalité (85 0/0), pendant la première année de la vie (Kalaboukov et Zaievski, 1936). Il a été trouvé des puces et des tiques (*Rhipicephalus schulzei*), infectées de peste, même dans les terriers abandonnés (Golov et Kniazevski, 1930).

Ceratophyllus tesquorum, *Neopsylla setosa* et *Ctenophtalmus breviatus* sont les principaux siphonaptères parasites.

Des coléoptères, de la famille des staphylinides, vivent dans les terriers de Citelles et se nourrissent, en partie tout au moins, de puces ou de larves de puces. Il sont certainement d'utiles auxiliaires dans la lutte contre la peste selvatique (Flegontova, 1938).

2. *Cynomys fulvus*. — Le *suslik* s'oppose au précédent en ce qu'il vit dans la zone sablonneuse, mais sa biologie est proche de celle de *Citellus pygmaeus*. Comme celui-ci, il a des terriers d'hiver, profonds, et des terriers d'été, plus superficiels. Il se déplace volontiers lorsqu'il est jeune, ou lorsqu'il recherche des régions couvertes d'herbes fraîches. L'hibernation cesse en général à la fin du mois de mars. Ses parasites sont : *Oropsylla ilovaiski*, *Ctenophtalmus breviatus*, *C. orientalis*, *C. pollex*, *Ceratophyllus tesquorum* et *Neopsylla setosa*.

3. *Pallasiomys meridianus*. — Bien connu sous le nom de Mérion, il est le principal habitant des steppes sablonneuses du Sud de la Volga et de l'Oural. L'animal entre en contact avec l'homme car, en septembre-octobre, il amasse une réserve de grains qu'il cache le plus souvent dans les huttes de paysans. Le Mérion ne porte que peu de puces, car, d'une part, il les détruit, et, d'autre part, il change souvent de nids, en raison des déplacements de sable. Un fait curieux est mentionné : chez les Mérions apparemment sains, sacrifiés 20 jours à 1 an après leur inoculation, l'autopsie et l'examen bactériologique révèlent la présence de bacilles pesteux dans les organes. Les puces du rongeur sont : *Ceratophyllus mokzreckyi*, *C. læviceps* et *Xenopsylla conformis* (Tikhomirova, 1934).

4. *Dipus sagitta*. — Cette Gerboise passe la journée dans des terriers sur des plateaux de sables arides, mais la nuit elle est très vagabonde. Son sommeil dure de novembre à mars. Elle s'installe souvent dans le voisinage des maisons et les chats en apportent parfois les cadavres dans les habitations. Des familles entières succombent à la peste. Expérimentalement, l'animal est très sensible, et peut servir de test pour des doses minimes (Tikhomirova, 1935). Les puces *Ophtalmopsylla kasakiensis*, *O. volgensis*, *Mesopsylla levis*, *M. tuschkan* sont propres aux Gerboises. On a trouvé également sur elles : *X. mycerini* et *C. læviceps*.

5. *Ellobius talpinus* vit dans une région de terres noires, dans les parties les plus basses de la steppe sèche. Pendant les chaleurs de l'été, la population de la steppe environnante se concentre dans ces régions. *Citellus pygmaeus*, en particulier, s'y réfugie, et contamine *Ellobius talpinus* (Gaisky, 1931). La puce la plus fréquente est *Xenopsylla mycerini*. Ioff (1935), donne la liste suivante : *X. magda-*

linæ, *C. tesquorum*, *Amphipsylla rossica*, *Neopsylla setosa*, *Ctenophtalmus orientalis*, *C. breviatus*, *C. pollex*, *C. gigantospalacis*. Il faut y ajouter un Ixode, *Rhipicephalus schulzei*.

6. *Lagurus lagurus*. — Souris de champs trouvée infectée par Kniazevsky et Grichina (1928). Dans les nids de la souris ont été trouvés *Ctenophtalmus breviatus*, *C. læviceps*, *Amphipsylla rossica*, *Ceratophyllus mokzreckyi* et *Rhadinopsylla sp.* Zasukhin et Tiflov (1936) ont donné une liste plus complète des ectoparasites.

7. *Rhombomys opimus*. — Semble le réservoir de virus dans le Turkestan et la région transcaspienne (Nikanoroff et Knizaevsky, 1927). Les ectoparasites sont : *Ctenophtalmus dolichus*, *Ophtalmopsylla volgensis*, *Rhadinopsylla cedestis*, *Ceratophyllus* du groupe *læviceps*, *Xenopsylla* du groupe *conformis*, *Coptopsylla* proche de *lamellifer* et *Neopsylla* proche de *setosa*.

8. *Mus musculus*, *Mus musculus wagneri* et *Mus tamaricinus* doivent être considérés en Russie comme des rongeurs semi-selvatiques, s'associant à *Pallasiomys meridianus* dans les épizooties et échangeant fréquemment avec lui leurs parasites : *C. mokzreckyi*, *C. læviceps*, *X. mycerini*. Une liste des ecto-parasites a été donnée par Zasukhin et Tiflov (1936). La puce propre à la souris, *Leptopsylla musculi* se fixe peu volontiers sur l'homme; en outre, puisque les souris ont, le plus souvent, un faible degré d'infestation, elles sont, en réalité moins dangereuses qu'il ne pourrait le sembler à première vue.

9. *Microtus arvalis* participe aussi aux foyers des zones sablonneuses. Ses ecto-parasites sont : *Ctenophtalmus orientalis*, *C. assimilis*.

10. *Putorius eversmanni* chasse les Citelles et les Gerboises et peut être infecté par les puces de ses victimes et contracter la peste (Ioff, 1929). Il est remarquable qu'il héberge une puce très proche de la puce humaine, *Pulex irritans*, var. *fulvus*, qui est très fréquente. Dix autres espèces de puces ont été trouvées sur lui.

11. *Oenanthe oenanthe*. — Cet oiseau, qui peut fréquenter des terriers de rongeurs, construit son nid dans les maisons. Il est susceptible de transporter des puces de rongeurs : *C. tesquorum*, *Ctenophtalmus breviatus*, et *Neopsylla setosa* (Sergeev, 1937).

Les arthropodes les plus intéressants sont :

I. Chez les Sciuridæ

Ceratophyllus tesquorum (Wagn.), dont *Citellus pygmaeus* est le principal hôte, mais il en change volontiers. Il garde la peste pen-

dant l'hiver (Evseeva, Firsov, 1932) et expérimentalement l'infection a même pu persister 275 jours (Golov et Ioff, 1926). Sa grande abondance (94 0/0 sur les Citelles), la facilité avec laquelle il attaque l'homme, ont amené Ioff et Pokrovskaya (1929) à le considérer comme le vecteur le plus dangereux en Russie (son maximum d'abondance, en mai-juillet, correspond aux épizooties). Cependant, à cause de la chaleur et de la sécheresse des steppes, il ne semble pas vivre longtemps hors de son hôte.

On connaît deux variétés : *C. tesquorum jennissejensis* sur *C. eversmanni* et *C. tesquorum mongolicus* sur *C. mongolicus*

Tinker et Zenkevitch (1934) remarquent que cette puce, ainsi que *Neopsylla setosa,* ont tendance à sortir spontanément du terrier la nuit. Les deux espèces résistent peu quand elles sont exposées au soleil.

Neopsylla setosa (Wagn.), est associée à l'espèce précédente sur les Citelles. L'infection spontanée a pu être trouvée par Tumansky et Poliak (1931) et retrouvée plusieurs fois depuis cette date. L'infection persiste expérimentalement 180 jours (Golov et Ioff). Aristarkhova (1930) a prouvé que cet insecte était capable expérimentalement de transmettre la peste. Il a tendance à rester dans les terriers, mais est capable de piquer l'homme.

Frontopsylla semura (Wagn. et Ioff). — L'infection persiste expérimentalement 203 jours (Golov et Ioff).

Ctenophtalmus breviatus (Wagn. et Ioff), ne pique pas l'homme, même à jeun. L'infection expérimentale persiste 296 jours.

Ctenophtalmus pollex attaque l'homme. L'infection spontanée a été découverte par Tumansky et Poliak (1931). L'infection expérimentale persiste 203 jours.

Ctenophtalmus orientalis. — Ces trois dernières espèces sont moins fréquentes sur les Sciuridés. Ce sont essentiellement des parasites de Microtinés. Elles ont été étudiées également pour la tularémie, maladie dont elles sont parfois spontanément infectées.

II. Chez les Murinæ

Ceratophyllus mokzreckyi (Wagn.), est une puce de Souris, mais se trouve aussi sur Gerboises et Susliks. C'est un vecteur expérimental (Golov et Ioff, 1926), néanmoins l'infection spontanée a été mise en évidence par Tikhomirova et ses collaborateurs (1935). Elle se rencontre quelquefois sur l'homme.

Ceratophyllus consimilis, également puce de Souris, qui pique l'homme. C'est un vecteur expérimental ; elle reste infectieuse 210 jours de 0 à 15° C.

Ctenophtalmus orientalis.
Leptopsylla musculi.

III. Chez les Dipodidæ

Ophtalmopsylla volgensis.
O. kasakiensis.
Mesopsylla hebes.
M. lenis.
M. tuchkan.

IV. Chez les Microtinæ

Ctenophtalmus breviatus.
C. pollex.
C. orientalis.
Ceratophyllus tesquorum.
C. consimilis.
Amphipsylla rossica.

V. Chez les Cricetinæ

Différents *Ctenophtalmus.*

VI. Chez les Gerbillinæ

Ceratophyllus læviceps, dont Golov et Ioff ont observé le bloquage du proventricule.
Xenopsylla mycerini.

En plus des siphonaptères, un certain nombre d'arthropodes ont été étudiés en Russie :

1° *Argas persicus.* — 23 0/0 s'infectent sur cobayes septicémiques. L'injection de l'*Argas* broyé à la souris a été encore positive 110 jours après le repas (Faddeeva, 1932).

2° *Dermacentor silvarum.* — Les larves et nymphes nourries sur cobayes infectés ont permis d'isoler la peste des larves après 2, 4, 6 et 10 jours, et des nymphes après 2 à 6 jours ; mais les bacilles n'ont jamais été retrouvés dans les ixodes adultes, le virus se perd à chaque mue (Zasukhin et Tikhomirova, 1937).

3° *Hyalomma volgense.* — Depuis l'état larvaire, jusqu'au stade adulte, elle peut s'infecter en se nourrissant sur des animaux pesteux et héberger dans son organisme des bacilles virulents. Ils restent virulents pendant au moins 11 jours chez l'adulte, 3 jours

chez la nymphe et 7 jours chez la larve. La piqûre directe d'une tique pesteuse peut infecter l'animal sain et provoquer la mort. Elle peut donc jouer un rôle dans la propagation de la peste (Borgzenkov et Donskov, 1933).

4° *Rhipicephalus schulzei*. — Fréquent sur les Citelles, mais se trouve aussi sur beaucoup d'animaux domestiques, moutons, chiens, chameaux (Pavlovsky, 1931). Des échantillons ont été trouvés infectés dans des nids abandonnés de *Citellus pygmaeus* (Golov et Kniazevski, 1930).

5. Asie

La peste selvatique sévit sur d'immenses territoires, en Transbaikalie, dans les steppes mongoles et en Mandchourie. On peut la limiter approximativement par la Sibérie au Nord, le Kinghan à l'Est, le Thibet au Sud, l'Oural à l'Ouest.

Il est généralement admis que c'est là le foyer dont sont parties toutes les épidémies historiques. La nature pesteuse des épizooties a été démontrée en 1911 par Zabolotny (cité par Joyeux, 1944).

Le principal rongeur est *Arctomys bobac*, viennent ensuite plus accessoirement, *Citellus dauricus* et *Alactaga mongolica*.

1° *Arctomys bobac*. — C'est le classique « *tarbagan* ». Bjeliavski et Rjesketnikoff (cités par Wu Lien Teh, 1936), l'ont trouvé pesteux dès 1895. L'animal creuse des terriers profonds, il vit en petites ou en grandes colonies, chaque famille habitant un terrier séparé. Ils cohabitent au printemps, après la longue hibernation (d'octobre à avril). La femelle, fin mai, donne de 2 à 7 petits. Ils ne sont pas migrateurs. L'usage commercial que l'on fait de sa fourrure explique le danger qu'il représente pour les habitants de la région. Les parasites sont :

a) *Ceratophyllus* (= *Oropsylla*) *silantiewi* (Wagn.). — Elle a été trouvée spontanément pesteuse (Suknev et Suknev, 1927). C'est un vecteur expérimental pour le cobaye. Elle reste infectieuse 385 jours de 0 à 15° C. Un trait caractéristique de l'espèce est la ténacité avec laquelle elle se maintient sur le corps de son hôte ; elle peut être trouvée sur les dépouilles de celui-ci, ce qui est un grand danger pour l'homme, car elle le pique facilement. Elle est plus fréquente en automne, au moment où l'homme entre en contact avec le « tarbagan » et où la maladie humaine est à son maximum.

b) *Ceratophyllus tesquorum* (Wagn.). — C'est aussi un parasite des Citelles, de Russie Occidentale, elle a été vue avec ceux-ci.

On signale aussi sur *Arctomys bobac* différents arthropodes. Deux Ixodes :

Rhipicephalus hæmaphysaloides ne pique pas l'homme, même après une mise à jeun de 3 semaines. Il reste cependant sur les dépouilles des animaux et pourrait jouer un rôle de réservoir passif du bacille.

Ixodes hexagonus, spontanément infecté (Tikhomirova et Nikanoroff, 1929), cité par Wu Lien Teh (1936).

Un pou :

Linognatoides citelli. — Se rencontre sur les chasseurs. L'insecte a été trouvé spontanément infecté sur *Arctomys bobac*. L'infection a persisté 13 jours. La transmission a été réalisée en plaçant, sur un Citelle, 40 poux récoltés sur un tarbagan, 40 heures avant sa mort.

2° *Citellus dauricus* est aussi victime des épizooties en Transbaikalie (Skorodoumoff, *Bull. Off. Int. d'Hyg. Publ.*, 1929). Il est parasité par *C. tesquorum*. Non recherché pour sa fourrure, il vit à proximité des demeures humaines et peut être une source de danger.

3° *Alactaga mongolica*, a été trouvé infecté par Skorodoumoff (1929). Elle héberge en Mandchourie une sous-espèce de *C. tesquorum*, et elle est considérée comme un réservoir de peste.

Ando, Kuranchi et Nishimura (1931) considèrent ces deux derniers rongeurs comme les plus importants en Mongolie intérieure ; mais il leur semble « plus raisonnable d'admettre que l'infection a été principalement propagée par l'homme », parasité par de très nombreux poux et puces. (Un pou recueilli sur le cadavre d'un pesteux a permis d'isoler le bacille de Yersin).

Aux Indes, et dans les Iles de la Sonde, il n'existe pas de peste selvatique, mais un certain nombre d'animaux sont contaminés par la peste des rats domestiques. Les espèces qui ont été trouvées infectées spontanément seront citées dans un tableau. Quelques espèces de siphonaptères ont été étudiées.

Ceratophyllus nilgiriensis se trouve sur *Gunomys kok* et d'autres rongeurs. On la soupçonne d'être associée à la peste dans certaines parties des Indes. Elle porte les bacilles pesteux dans le tube digestif 7 jours après un repas sur un hôte infecté, mais n'a pas transmis la peste à la souris (George et Timothy, 1941).

Stivalius sp. a transmis la peste à la souris blanche 3 jours après la séparation d'un hôte infecté ; elle a été trouvée sur *Gollunda ellioti* et *Gunomys kok* (George et Timothy, 1941).

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Acomys cahirinus (*Muridæ*)	Egypte.	R. Jorge, 1935.	*Xenopsylla chephrenis.*
Alactaga mongolica (*Jaculidæ*)	Asie.	Skorodumoff, 1928 (*).	*Ceratophyllus sp.* *Ophtalmopsylla volgensis.*
Alactaga saliens (*Jaculidæ*)	Russie.	Berdnikov, 1913 (*).	*O. kasakiliensis. Mesopsylla hebes.*
Alactaga elater (*Jaculidæ*)	ussie.	Koltzov. 1926 (*).	*M. levis, M. tuschkan.*
Arvicanthis abyssinicus (*Murinæ*)	frique.	Buchanan, 1925 (*).	*Xenops. cheopis, X. brasiliensis, Dinopsyllus lypusus, Ctenophtalmus sp., Leptopsylla æthiopica, Ctenocephalides felis strongylus, Xiphiopsylla sp., Hypsophtalmus campestris.*
Arvicanthis niloticus (*Murinæ*)	Egypte.	Plague, report Caire, 1923 (*).	*X. cheopis.*
Arvicanthis rufinus (*Murinæ*)	Afrique Orientale.	Lefrou, 1932.	*X. cheopis.*
Arctomys bobac (*Sciuridæ*)	Asie.	Bjeliavski et Rjeshetnikoff, 1895 (*).	*Oropsylla silantiewi, Ceratophyllus tesquorum.*
Arctomys caudatus (*Sciuridæ*)	Russie.	Kalina, 1930 (*).	*Pulex irritans...*, etc.
Arctomys centralis (*Sciuridæ*)	Russie.	Kalina, 1930 (*).	
Bandicota indica (*Murinæ*)	Indes.	H. Hyg., 1907 (*).	
Bandicota malabarica (*Murinæ*)	Ceylan. Indes.	Philip et Hirst, 1915 (*).	
Brachytarsomys albicaudata	Soupçonné à Madagascar.	Léger, 1934 (*).	
Cavia aperea (*Caviidæ*)	Amérique du Sud.	Uriarte, 1924 (*).	*Rhopalopsyllus cavicola, R.. rinnatus. R. tripus. Holochilus sciurus.*
Cavia cobaya (*Caviidæ*)	Australie, Indes, Manille, Sénégal, Madagascar.	Thompson, 1902 (*).	
Citellus armatus (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Byington, 1938.	*Monopsyllus eumolpi. Opisocrostis labis. O. tuberculatus. Oropsylla idahoensis, O. rupestris. Thrassis pandoræ.*

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Citellus beecheyi	Amérique du Nord.	Wherry, 1908 ; Mac Coy, 1908 (*).	*Hoplopsyllus anomalus, Diamanus montanus, Echidnophaga gallinacea. Thrassis rockwoodi. Thrassis petiolatus. X. cheopis.*
Citellus beldingi oregonus	Amérique du Nord.	Meyer (**).	*Opisocrostis tuberculatus, Thrassis francisi. T. jellisoni. T. pandoræ. Oropsylla idahoensis.*
Citellus colombianus	Amérique du Nord.	Meyer, 1937 (**).	*Opisocrostis tuberculatus, Oropsylla idahoensis. O. rupestris. Thrassis acamantis. Thrassis pandoræ.*
Citellus dauricus	Asie.	Skorodumoff, 1928 (*).	*Ceratophyllus tesquorum.*
Citellus (= *Callospermophilus*) *lateralis.*	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Diamanus montanus. Hoplopsyllus anomalus.*
Citellus leucurus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Thrassis arizonensis. T. desertorum. T. gladiolis caducus.*
Citellus pygmaeus	Russie.	Deminski, 1913 (*).	*Ceratophyllus tesquorum. C. mokrzeckyi. C. consimilis. Oropsylla ilovaiskii. Ctenophtalmus orientalis. C. pollex. C. breviatus. Amphipsylla rossica. Neopsylla setosa. Mesopsylla tuschkan. Frontopsylla semura. Rhadinopsylla ukrainaica.*
Citellus richardsoni	Amérique du Nord.	Byington, 1938 (**).	*Opisocrostis labis. O. tuberculatus. Oropsylla rupestris. O. idahoensis. Thrassis bacchi. T. pandoræ. Monopsyllus eumolpi.*
Citellus townsendi	Amérique du Nord.	Eskey, 1937 (**).	*Opisocrostis tuberculatus.*
Citellus tridecimlineatus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Thrassis bacchi., Opisocrostis bruneri. Thrassis fotus.*

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Citellus variegatus grammurus	Amérique du Nord.	Byington, 1938 (**).	*Diamanus montanus. Hoplopsyllus anomalus.*
Citellus washingtoni	Amérique du Nord.	Meyer, 1939 (**).	*Diamanus montanus. Hoplopsyllus anomalus.*
Cricetus cricetus	Russie.	Koltzov, 1926 (*).	*Ctenophtalmus breviatus. C. orientalis, C. wagneri.*
Cricetomys gambianus	Afrique.	Laveau, 1919 (*).	*X. aequisetosa. X. nubicus. X. cheopis. Ctenocephalides canis.*
Cynomys fulvus (*Sciuridæ*)	Russie.	Koltzov, 1917 (*).	*Oropsylla ilovaiskii. Ctenophtalmus breviatus. C. orientalis. C. pollex. Ceratophyllus tesquorum. Neopsylla setosa.*
Cynomys leucurus (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Meyer, 1937 (**).	*Opisoc. labis. O. hirsutus. O. tuberculatus. Thrassis pandoræ. Hoplopsyllus anomalus. Thrassis francisi.*
Cynomys ludovicianus (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Hoplopsyllus anomalus. Opisocrostis labis. O. tuberculatus. Oropsylla rupestris. Pulex irritans.*
Dasymys bentleyæ	Afrique.	Devignat, 1946.	
Desmodillus auricularis (*Gerbillinæ*)	Afrique.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Xenopsylla eridos. X. piriei. Dinopsyllus lypusus. Chiastopsylla rossi.*
Dipodomys ordii (*Heteromyidæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	
Dipodipus sagitta (*Jaculidæ*)	Russie.	Tikhomirova, 1935.	*Ophtalmopsylla kasakiensis, O. volgensis, Mesopsylla lenis, M. tuschkan. Xenopsylla mycerini. Ceratophyllus læviceps*
Ellobius talpinus (*Microtinæ*)	Russie.	Gaisku, 1931.	*X. mycerini, X. magdalinæ* (synon.), *Ceratophyllus tesquorum, Amphipsylla setosa, Ctenophtalmus orientalis. C. pollex, C. breviatus, C. gigantospalacis.*

Espèce du Rongeur	Foyer sylvatique	Références	Siphonaptères parasites
Eutamias speciosus (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Meyer, 1937 (**).	*Monopsyllus eumolpi. M. ciliatus, Opisocrostis labis, Oropsylla idahoensis, Thrassis acamantis. T. pandoræ.*
Funambulus palmarum (*Sciuridæ*)	Ceylan.	Hirst, 1922 (*).	
Galea musteloides littoralis	Amérique du Sud.	De la Barrera, (1937).	*Rhopalopsyllus byturus.*
Geosciurus capensis (*Sciuridæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Xenopsylla erilli. Ctenocephalides canis. Echidnophaga bradyta, E. gallinaceus. Xenopsylla eridos, Dinopsyllus lypusus. Pulex irritans.*
Glaucomys sabrinus (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Megabothris abantis, Megarthroglossus divisus. Opisodasys vesperalis.*
Golunda campana (*Murinæ*)	Afrique.	Léger et Baury, 1923.	Stt. *X. cheopis.*
Golunda ellioti (*Murinæ*)	Indes.	Rep. 12 th. Conf. Ind., 1934 (*).	*Ceratophyllus nilgiriensis, Stivalius sp., Xenopsylla astia.*
Golunda fallax (*Murinæ*)	Afrique Centrale.	R. Jorge, 1928.	*X. cheopis. Leptopsylla musculi.*
Graomys griseoflavus (*Cricetidæ*)	Amérique du Sud.	Barrera, 1937.	*Rhopalopsyllus occidentalis. Craneopsylla wolffhuegeli. Xenopsylla astia.*
Gunomys bengalensis (*Murinæ*)	Indes.	Hossach, 1906 (*).	*X. cheopis.*
Gunomys gracilis	Ceylan.	Hirst Vadiveln, 1929 (*).	
Gunomys kok	Indes.	George et Webster, 1934.	*Ceratophyllus nilgiriensis, Stivalius sp., Xenopsylla brasiliensis X. cheopis.*
Hesperomys muryllus	Amérique du Sud.	Barrera, 1937.	
Hesperomys palustris	Amérique Centrale.	William, 1920 (*).	
Hydrochærus capybara	Indes.	Bruce-Low, 1898 (*).	
Lagurus lagurus (*Microtinæ*)	U.R.S.S.	Knyazevsky et Grishina, 1927 (*).	*Ctenophtalmus breviatus. C. pollex, C. orientalis, Ceratophyllus tesquorum, C. consimilis, Amphipsylla rossica. Ceratophyllus laeviceps, C. mokrzeckyi.*

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Leggada booduga (*Murinæ*)	Indes.	George et Webster, 1934.	
Leggada deserti (*Murinæ*)	Afrique du Sud.	Thornton, 1933 (*).	*Dinopsyllus lypusus, Xenopsylla eridos. Listropsylla stygius.*
Lemniscomys massaicus	Afrique.		
Lemniscomys striatus	Afrique.	Devignat, 1946.	
Lepus californicus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Hoplopsyllus affinis, Opisocrostis tuberculatus.*
Lepus cuniculus	Angleterre.	Martin et Rowland, 1910 (*).	*Ceratophyllus fasciatus, Spilopsyllus cuniculi.*
Lepus europaeus	Amérique du Sud.	Barrera, 1937.	*Spilopsyllus cuniculi.*
Lepus capensis	Afrique du Sud.	Thornton, 1933 (*).	*Ctenocephalides canis, Xenopsylla eridos.*
Lepus saxatilis	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	
Lepus timidus	Russie.	Ignatiev, 1927 (*).	*Spilopsyllus cuniculi.*
Lepus zuluensis	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927 (*).	
Lophuromys aquilus	Afrique Centrale.	Devignat, 1946.	*Dinopsyllus lypusus.*
Malacothrix typicus (*Muridæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927 (*).	*Xenopsylla eridos. Listropsylla stygius.*
Marmota flaviventris (*Sciuridæ*)	Amérique du Nord.	Meyer, 1937 (**).	*Monopsyllus eumolpi, Opiscrostis hirsutus, O. labis. C. tuberculatus, Oropsylla rupestris. Thrassis acamantis, T. pandoræ, T. howelli. Hoplopsyllus anomalus.*
Mastomys coucha (*Murinæ*)	frique.	Mittchell, 1921 (*).	*Dinopsyllus lypusus. Xenopsylla eridos, X. brasiliensis, Chiastopsylla rossi, Pulex irritans, Leptopsylla æthiopica. Ctenophtalmus calceatus, X. cheopis. Echidnophaga larina.*
Microcavia australis	Amérique du Sud.	Barrera, 1937.	*Parapsyllus, Rhopallopsyllus. Hectopsylla.*
Microtus arvalis	Russie.	Damberg et Tikhomiroff, 1915 (*).	*Ctenophtalmus orientalis, C. assimilis,* etc...

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Microtus brandti	Asie.	Skorodumoff, 1929 (*).	*Ceratophyllus sp.*
Microtus californicus	Amérique du Nord.	Burrought, 1944.	*Malareus telchium, Carteretta carteri, Catalagia wymani, Orchepeas sexdentatus,* etc...
Microtus raddei	Asie.	Skorodumoff, 1929 (*).	*Ceratophyllus sp.*
Microtus socialis	Russie.	Koltzov, 1917 (*).	
Monodelphis domesticus	Amérique du Sud.	Macchiavello, 1941.	
Mus dolichurus	Afrique Centrale.	Lurz, 1913 (*).	*X. cheopis, Leptopsylla musculi, Ceratophyllus fasciatus.*
Mus musculus wagneri, Mus tamaricinus	Russie.	Golov et Ioff, 1926.	*Leptopsylla musculi. Ceratophyllus mokzreckyi, C. læviceps, Xenopsylla mycerini.*
Myot mys broomi (Otomyinæ)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Chiastopsylla mulleri, Listropsylla agrippinæ, Chiastopsylla rossi, Xenopsylla eridos, Hypsophtalmus aganippes.*
Myotomys granti	frique.	Thornton, 1933 (*).	*Listropsylla agrippinæ, Dinopsyllus lypusus, Xenopsylla eridos, Chiastopsylla pitchfordii, C. rossi.*
Myotomys unisulcatus		Rép. S. Afric. Inst., 1929 (*).	
Neotoma desertorum			*Atyphloceras multidentatus.*
N. albigula albigula			*Cattalagia wymani.*
N. cinerea occidentalis			*Hoplopsyllus anomalus.*
N. fuscipes fuscipes	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Malareus telchinum.*
N. fuscipes mohavensis			*Monopsylla wagneri.*
N. intermedia intermedia			*Odontopsyllus dentatus.*
N. lepida lepida			*Orchopeas sexdentatus.*
Onychomys leucogaster	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Monopsyllus exilis, Thrassis princei.*
Onychomys torridus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*T. arizonensis, T. princei. Monopsyllus exilis.*

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Otomys irroratus	Afrique du Sud.	Thornton, 1933 (*).	*Dinopsyllus lypusus, Chiastopsylla rossi, Xenopsylla cheopis.*
Otomys tropicalis	Afrique Centrale.	Devignat, 1946.	
Pallasiomys meridianus (*Gerbillinæ*)	Russie.		*Ceratophyllus mokzreckyi, C. læviceps, Xenopsylla conformis, Neopsylla setosa, Ctenophtalmus sp., Mesopsylla sp.*
Paratomys luteolus (*Otomyinæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Chiastopsylla pitchfordi, Listropsylla agrippinæ, Dinopsyllus longifrons, Xenopsylla eridos. Chiastopsylla rossi.*
Pedetes caffer (*Pedetidæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Xenopsylla caffer.*
Perognyscus truei (*Geomyidæ*)	Amérique du Nord.	Meyer, 1937 (**).	*Hoplopsyllus affinis, Monopsyllus eumolpi, Thrassis acamantis.*
Reithrodontomys megalotis (*Cricetidæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Atyphloceras multidentatus, Malareus sinomus, M. telchinum, Monopsyllus wagneri, Orchopeas cædens.*
Rhabdomis pumilio (*Murinæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Dinopsyllus lypusus, Xenopsylla eridos, Chiastopsylla rossi, Listropsylla agrippinæ. L. cheluræ, Chiastopsylla octavii, Dinopsyllus longifrons, X. hirsuta.*
Rhombomys opimus (*Gerbillidæ*)	Russie.	Nikanoroff, 1927.	*Xenopsylla gerbilli, X. conformis, X. minax, X. skrjabini, Rhadinopsylla cedestis, Synosternus pallidus, Coptopsylla sp., Ceratophyllus sp., Ctenophtalmus sp., Echid. eschanini, Cerat. læviceps, Ctenoph. idæ, Ophtalmopsylla volgensis, Neopsylla setosa.*
Sciurus griseus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Orchopeas dieteri.*
Sciurus palmarum	Indes.	Simond, 1898 (*).	*X. cheopis, Ceratophyllus argutus.*
Sigmodon hispidus	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Ctenopsyllus segnis, X. cheopis.*

Espèce du Rongeur	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Steatomys krebsi	Afrique du Sud.	Thornton, 1933 (*).	*Dinopsyllus lypusus, Listropsylla stygius.*
Sylvilagus brasiliensis gibsoni (*Leporidæ*)	Amérique du Sud.	Sussini, 1938 (**).	
Sylvilagus bachmanii (*Leporidæ*)	Amérique du Nord.	(**).	*Hoplopsyllus anomalus, H. foxi, Odontopsyllus dentatus, Orchopeas sexdentatus, Thrassis acamantis.*
Sylvilagus nuttallii	Amérique du Nord.	(**).	
Tamasciurus douglasii	Amérique du Nord.	(**).	
Tatera lobengulae (*Gerbillinæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell Pirie Ingram, 1927.	*Dinopsyllus lypusus, Chiastopsylla rossi. Xenopsylla eridos, Listropsylla stygius, Ctenophtalmus calceatus, Ctenopsyllus segnis.*
Taterona schinzi	Afrique.	Fourie, 1932 (*).	*Xenopsylla eridos.*
Thomomys bottae (*Geomyidæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Opisocrostis tuberculatus, Oropsylla idahoensis.*
Xerus erythropus (*Sciuridæ*)	Afrique Centrale.	Laveau, 1919 (*).	

Nous plaçons ici deux *oiseaux* qui bien qu'étant réfractaires à la peste sont susceptibles de porter des puces intéressantes.

Œnanthe œnanthe	Russie.	Sergeev, 1937.	*Ceratophyllus tesquorum, Ctenophtalmus breviatus, Neopsylla setosa.*
Speotyto cunicularia	Amérique du Nord.	Wheeler, Douglas Evans, 1941.	*Echidnophaga gallinacea, Ceratophyllus idahoensis. Rectofrontia fraterna.*

A côté des Rongeurs, un certain nombre d'animaux sauvages sont atteints par la Peste.
Parmi les *primates Semnopithecus entellus* et *Macacus radiatus* aux Indes.

	Foyer selvatique	Références	Siphonaptères parasites
Parmi les *insectivores* : les hérissons en A. O. F. (Jorge 1935). les musaraignes :			
Crocidura cærulea	Java.	Sleuurman, 1930 (*).	*Xenopsylla cheopis, X. astia.*
Crocidura murina	Cambodge, Java.	Kerandel, 1914 (*).	*X. cheopis, X. astia, Stivalus cognatus.*
Crocidura stampfli	Afrique.	Léger, Baury, 1925.	
Parmi les *carnivores* on a signalé :			
Cynictis penicillata (*Viverridæ*)	Afrique du Sud.	Mitchell et col., 1927.	*Ctenocephalides canis, Xenopsylla erilli, Echidnophaga bradyta, E. gallinaceus, Xenopsyl. eridos, Chiastopsylla rossi.*
Lutreola italsi	Asie.	Jimura, 1929 (*).	
Mangusta ichneumon		Sandwith (*).	
Putorius eversmanni	Russie.	Ioff, 1929.	*Pulex irritans* var. *fulvus*, etc...
P. fœtidus	Russie.	Skchivan (*).	
P. furo	Port Elizabeth.	(*).	
Taxidea taxus neglecta (*Taxididæ*)	Amérique du Nord.	Craig et Faust (**).	*Echidnophaga gallinacea, Oropsylla* sp., *Pulex irritans, Thrassis acamantis.*

Les espèces marquées d'un astérique ont été extraites des tableaux contenus dans les ouvrages :

(*) de Wu Lien Teh (1936) où l'on trouve les références bibliographiques.

(**) de Craig et Faust (1945).

(A suivre).

NOUVELLES DONNÉES BIOLOGIQUES ET MORPHOLOGIQUES SUR LES DIPTÈRES *PHASIINÆ* PARASITES D'HÉMIPTÈRES HÉTÉROPTÈRES [1]

Par **Claude DUPUIS**

Mes premières données sur les *Phasiinæ* cimicophages (1947 *a*) ont fait l'objet ici-même (XXI, 5-6, pp. 302-330) d'un travail auquel il conviendra de se reporter, car j'aurai ci-après à le citer souvent, ne serait-ce qu'afin de compléter les investigations effectuées à la station expérimentale de Richelieu (Indre-et-Loire) en 1946.

On trouvera dans le présent mémoire les observations que j'ai effectuées dans la région parisienne d'octobre 1946 à juin 1947 et dont certaines ont déjà fait l'objet d'une note préliminaire (1947 *c*). Quelques faits mis en évidence au cours d'un second séjour à Richelieu durant l'été 1947 ont pu également trouver place ici.

Une remarque préalable s'impose : depuis la publication de mon précédent travail, j'ai parfait ma documentation, aussi puis-je aujourd'hui réparer certains oublis bibliographiques et corriger certaines imperfections. Je note tout de suite, comme des plus importants, les travaux de Michalk (1938 *a* et *b*, 1940), dont deux ne figurent pas dans le *Zoological Record*. Je dois toutefois signaler leur partialité : les travaux cités sont pour la plupart allemands, ou cités d'après les auteurs allemands ; de plus, le travail de 1940 renferme de nombreuses erreurs, confusions et lacunes de références, tant dans le texte que dans le tableau, ce qui oblige à se référer aux travaux originaux (2).

(1) Je suis heureux, à l'occasion de ce travail, d'adresser tous mes remerciements à M. le Professeur Emile Brumpt, qui a accepté pour les *Annales de Parasitologie* ce travail, aussi bien que le précédent, et à M. R. Ph. Dollfus, directeur du Laboratoire de Parasitologie comparée de l'Ecole des Hautes Etudes, qui a suivi avec tant de bienveillance et d'intérêt les présentes investigations.

(2) Cette obligation est d'ailleurs indispensable, car des compilations comme celles de Baer (1920-21) et Michalk (1940) sont trop sujettes à caution dans la mesure même où ces auteurs n'indiquent pas toujours leurs références originales exactes. Ci-après je me suis abstenu de citer dans mes listes d'hôtes les données de Baer empruntées, sans indications de source, à d'autres auteurs.

Au point de vue biologique (I), j'ai exposé mes données et remarques nouvelles (A) en me référant aux hôtes Pentatomides et Coréides, afin de pouvoir (ce dans les quelques cas où les parasites n'ont pu être spécifiquement déterminés) faire état de toutes les observations susceptibles d'étayer mes remarques générales (B) sur la biologie des *Phasiinæ* cimicophages. Au point de vue morphologique (II), j'ai, dans la mesure du possible et de l'utile, complété et précisé les données concernant les formes préimaginales des parasites qui étaient spécifiquement identifiables

I. — Données biologiques

A. — NOUVELLES OBSERVATIONS

A. — Parasite de **Tropicoris rufipes** L. (*Pentatomidæ*)

Dans mon précédent mémoire (1947 *a*, p. 312), j'ai rapporté à *Cystogaster globosa* F. un parasite de cette espèce (P2) (1), le seul connu, découvert à Richelieu. Ayant aujourd'hui une plus grande expérience de la morphologie larvaire des *Phasiinæ*, je ne crois pas pouvoir soutenir cette détermination. Les raisons de ce fait seront etablies dans la partie morphologique du présent mémoire, sur des données complétées grâce à du matériel récolté en 1947 à Richelieu. Du 17 juillet au 14 août 1947, j'ai en effet examiné, provenant du Domaine Universitaire de Richelieu (Indre-et-Loire), 74 ♂♂ et 62 ♀♀ de *Tropicoris rufipes* L. parmi lesquels 2 ♀♀ étaient parasitées par les larves P60 et P66 et un ♂ par la larve P69. Les trois larves parasites étaient au stade III et identiques à la larve P2, issue du même hôte en 1946.

Les chiffres cités, comparativement à d'autres (voir par exemple ceux se rapportant ci-après à *Eurydema oleracea* et *Aelia acuminata*) montrent que le parasite de *Tropicoris* est relativement rare (taux de parasitisme de l'ordre de 2,20 0/0) ; il n'est pas sans intérêt de noter en outre que ce parasite ne me paraît à l'heure actuelle connu que du seul *Tropicoris*.

Les ovaires de l'hôte ♀ d'où fut extrait P60 le 24 juillet avaient un développement absolument nul et étaient plaqués contre la paroi de l'abdomen ; de même les testicules de l'hôte ♂ d'où fut extrait P69 le 2 août. La castration parasitaire due à P2, parasite de même espèce, dans le

(1) Les indications P4, P5, P60... sont les numéros dont j'affecte les larves que j'étudie. Pour la commodité de l'exposition, je les ai conservés.

même hôte ♀ était moins complète, sans doute parce que son action avait été plus tardive : j'avais recueilli P2 le 25 août 1946 (cf. C. Dupuis, 1947*a*, p. 312).

B. — Parasites de **Peribalus vernalis** Wolff (*Pentatomidæ*)

Le seul *Phasiinæ*, parasite connu de ce Pentatomide, quoique avec quelque doute, était *Gymnosoma rotundatum* L. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 257). J'en ai obtenu les larves de *Gymnosoma rotundatum* L. et *Ocyptera brassicaria* F.

1° **Gymnosoma rotundatum** *parasite de* **Peribalus vernalis**

α) *Hôtes connus de* **Gymnosoma rotundatum**

Abstraction faite des observations d'anciens auteurs (*cf.* J. Künckel, 1879, p. 350) qui n'ont pas précisé *l'espèce* des hôtes observés. *Gymnosoma rotundatum* L. a été obtenu des *Pentatomoidea* suivants :

1. *Rhaphigaster nebulosa* Poda (= *griseus* F.) (J. Künckel, 1879).
2. *Piezodorus lituratus* F. (J. Pantel, 1910, 1912).
3. *Chlorochroa juniperina* L. (J. C. Nielsen, 1916, p. 20).
4. *Dolycoris baccarum* L. (H. M. Morris, 1929, O. Michalk, 1935, p. 131, 1938 *a*, p. 257 ; W. Tischler, 1939, p. 278 ; E. Otten, 1940, p. 327.
5. *Aelia acuminata* L. (A. G. Manninger sen. et jun. 1933, selon W. Tischler, 1938, p. 351).
6. *Aelia triticiperda* Pomel (1) (M. L. Jourdan, 1934, p. 261, 1935*a*, p. 84, 1935*b*, pp. 117-119).
7. *Brachypelta aterrima* Forst. (O. Michalk, 1935, p. 131).
8. *Eusarcoris melanocephalus* F. (= *venustissimus* Schrank) (O. Michalk, 1935, pp. 133 et suivantes).
9. *Palomena prasina* L. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 257 ; W. Tischler, 1938, p. 352 ; 1939, p. 278 ; 1939*b*, p. 1276).
10. *Carpocoris fuscispinus* Bohemann (O. Michalk, 1938 *a*, p. 257 ; W. Tischler, 1938, p. 352) (2).

(1) Pour E. de Bergevin (*Bull. Soc. Hist. Nat. Afrique du Nord*, VI, 1915, pp. 18-23), *A. triticiperda* Pomel est très probablement synonyme d'*A. cognata* Fieber. M. L. Jourdan qui cite le travail de E. de Bergevin conserve néanmoins le nom de Pomel, sur détermination notamment de China du British Museum. Ce point de systématique laissé provisoirement de côté, il convient de noter que Jourdan n'a observé qu'une espèce d'*Aelia*, c'est-à-dire un seul hôte de *Gymnosoma rotundatum*, et non trois comme le voudraient les assertions de W. Tischler et O. Michalk (V. note infrapaginale 20), et ceci est net dans toutes les publications de Jourdan que je cite.

(2) A. Goidanich vient de montrer (*Boll. Ist. Ent. Univ. Bologna*, XV, 1944-46, pp. 13-19) que l'on doit considérer *Carpocoris fuscipinus* comme une variété de *C. pudicus* dépendant des conditions de milieu, et spécialement des saisons.

11. ? *Peribalus vernalis* Wolff (O. Michalk, 1938 *a*, p. 257).
12. *Carpocoris pudicus* Poda (W. Tischler, 1939, p. 278) (5).
13. *Chlorochroa pinicola* Muls. et Rey. (O. Michalk, 1938 *b*, selon O. Michalk, 1940, tableau).
14. *Palomena viridissima* Poda (O. Michalk, 1940, p. 166).
15. *Veterna patula* Distant (F. I. van Emden, 1945, pp. 392, 434).

A cette liste, j'ajoute que J. Pantel (1910) a observé au moins la ponte de *G. rotundatum* sur des *Lygæidæ* (*l. c.*, p. 160) et sur un Coléoptère chrysomélide : *Cassida viridis* L. (*l. c.*, p. 162).

β) *Parasitisme dans* **Peribalus vernalis** *Wolff*

Dans un lot de 5 ♂♂ et 4 ♀♀ de *Peribalus vernalis* pris en forêt de Marly (Seine-et-Oise), le 13 octobre 1946, j'ai disséqué une ♀ dont l'abdomen renfermait une unique larve de diptère (P4) en position inverse (j'entends par là : l'extrémité céphalique dirigée vers l'extrémité postérieure de son hôte).

L'examen morphologique de cette larve m'a permis de la rapporter au stade II de *Gymnosoma rotundatum* L. Cette observation montre (*cf.* la date de capture et le stade atteint) que *Gymnosoma rotundatum* peut hiverner au stade II dans *Peribalus vernalis* comme l'on savait qu'elle fait chez *Chlorochroa juniperina* L. (Nielsen, *l. c.*).

2° **Ocyptera brassicaria** *parasite de* **Peribalus vernalis**

Le seul hôte connu de ce diptère était le Pentatomide *Dolycoris baccarum* L. (J. C. Nielsen, 1909, p. 77 ; O. Michalk, 1935, p. 131) où je l'ai retrouvé récemment (larves P89 et P90, au stade II, chacune dans un *Dolycoris baccarum* ♂ de la Forêt de Sénart [Seine-et-Oise], 28 septembre 1947). Disséquant un ♂ du lot de *Peribalus vernalis* récoltés en forêt de Marly (S.-et-O.) le 13 octobre 1946, j'ai trouvé dans son abdomen une larve de *Phasiinæ* (P7), en laquelle j'ai reconnu, après examen de l'armature bucco-pharyngienne, le stade larvaire II d'*Ocyptera brassicaria* F. (*cf.* données morphologiques ci-après). Cette observation apporte donc un second parasite de *Peribalus vernalis* et confirme pour un hôte nouveau une des données de la biologie d'*O. brassicaria* F. : Nielsen (1909, p. 81 ; 1918, p. 257) a montré que ce diptère hiverne au second stade larvaire chez *Dolycoris baccarum* L. ; il me paraît prouvé, étant donnée la date déjà tardive de la capture que je rapporte, qu'il en va de même chez *Peribalus vernalis* Wolff.

Mes observations de 1947 à Richelieu ont confirmé pour *Ocyptera brassicaria* l'existence de ce nouvel hôte. *Peribalus vernalis* est d'ailleurs fréquemment parasité. En effet, sur 12 ♂♂ et 10 ♀♀ de *P. vernalis* récoltés dans le Domaine universitaire de Richelieu du 23 juillet au 14 août 1947, 4 ♂♂ étaient parasités, 2 par des larves au stade II (P59, P68), 2 par des larves au stade III (P70, P71). La larve P70, élevée comme il a été déjà indiqué (1947 *a*, p. 309) à une température de 25-28° C., est restée 11 jours à l'état de pupe sous 1 cm. de terreau environ, et donnait le 19 août 1947 l'imago que j'ai déterminé comme *Ocyptera brassicaria* F. (Puparium formé en moins de 10 heures).

Les dégâts occasionnés à son hôte par *O. brassicaria* varient avec le stade de la larve et avec la date de l'attaque : P59 (larve II, 23 juillet), testicules et glandes annexes de l'hôte bien développés, tube digestif détruit — P68 (larve II, 29 juillet), testicules peu réduits, tube digestif en partie réduit — P70 (larve III, 8 août), testicule droit détruit, gauche réduit, tube digestif détruit — P71 (larve III, 8 août), testicules réduits plaqués contre le tégument, tube digestif détruit — P90 (larve II in *Dolycoris baccarum*, 28 septembre), testicules et corps gras indemnes. A signaler, ce qui est une rare exception, que P71 était *en position directe* dans son hôte, c'est-à-dire indépendante vis-à-vis de son siphon respiratoire (v. remarques ci-après quant à *Ocyptera sp. A* parasite d'*Aelia acuminata*).

C. — Parasites de **Palomena prasina** L. (*Pentatomidæ*)

1° *Parasites connus de* Palomena prasina L.

Ce sont :

α) *Gymnosoma rotundatum* L.

Je rappelle que les seules données de Künckel (1879), reprises par divers auteurs, n'intéressant pas en toute rigueur *Palomena prasina* L., je m'étais refusé (1947 *a*, p. 310) à considérer comme certain, jusqu'à preuve du contraire, le parasitisme de *Gymnosoma rotundatum* chez *P. prasina* (1). La preuve du contraire — attendue — se trouve dans les travaux de Michalk (1938 *a*, p. 257) et W. Tischler (1938, p. 352 ; 1939 *a*, p. 278 ; 1939 *b*, p. 1276), qui rapportent l'élevage de *G. rotundatum* à partir de *P. prasina*.

β) *Allophora aurigera* Egger (= *Bonaparteа* Rondani)

La première observation de *Palomena prasina*, comme hôte de ce diptère n'est pas celle que j'en fis à Richelieu (1947 *a*), mais celle que rap-

(1) J. C. Nielsen (1909, p. 67) faisait implicitement de même.

porte O. Michalk (1938 *a*, p. 257), sans aucun détail biologique ou morphologique.

Il est inexact que W. Baer (1920-21, p. 396), ait, comme l'implique le tableau de Michalk (1940, pp. 164-165), noté *Pentatoma sp.* comme hôte de ce diptère ; Baer écrit : « Auch die in der Bestimmungtabelle behandelten *Allophora* Arten sind wahrscheinlich *Wanzenparasiten*, so besonders die prächtige, grosse *Bonapartea* Rond., für die auch Orthopteren als Wirte vermutet wurden. » (Ce dernier point est une pure hypothèse avancée par A. Laboulbène, 1884).

Il y a lieu d'ajouter que W. Tischler (1938, p. 352) a observé au laboratoire 3 cas de ponte de *Cystogaster globosa* F. sur des *Palomena prasina* aux stades IV et V ; mais soit que le pentatomide ait mué avant la pénétration de la larve parasite, soit que celle-ci soit morte dans l'œuf, il n'y a pas eu de parasitisme de *P. prasina* par la larve de *Cystogaster*.

Les observations ci-après portent sur *A. aurigera* que j'ai retrouvé dans la région parisienne chez *Palomena prasina*, et sur *Ocyptera brassicaria* F., parasite nouveau de ce pentatomide.

2° Allophora aurigera *parasite de* Palomena prasina

Le 3 novembre 1946, j'ai récolté dans le nord de la forêt de Saint-Germain (Seine-et-Oise), dans des conditions écologiques non précisées, 9 ♂♂ et 13 ♀♀ de *Palomena prasina* au début de leur hivernage si j'en juge par leur couleur brun chocolat caractéristique. Un ♂ de ce lot, mort l'hiver, et disséqué le 29 mars 1947, était le seul qui soit parasité. La larve (P6) au stade II extraite de son abdomen a pu être rapportée (*cf.* étude morphologique ci-après) à l'espèce *Allophora aurigera* Egger, dont *P. prasina* reste le seul hôte connu. Cette observation complète un point de mes données de Richelieu (*l. c.*, p. 313) et établit que, dans certains cas au moins, *A. aurigera* hiverne dans son hôte à l'état de larve au stade II.

3° Ocyptera brassicaria *parasite de* Palomena prasina

Le 20 octobre 1946, j'ai récolté en forêt de Marly (S.-et-O.) 17 ♂♂ et 14 ♀♀ de *Palomena prasina*. De ce lot, seule était parasitée une ♀ disséquée le 9 mars 1947 et dont la mort après hivernage était alors récente. Le corps gras et le tube digestif de l'hôte étaient bien développés ; la larve parasite était en position inverse. Son examen morphologique (*cf.* ci-après) m'a permis de rattacher cette larve (P5) au stade II d'*Ocyptera brassicaria* F. L'hivernage au stade II dans l'hôte est ici évident.

D. — Parasite de **Piezodorus lituratus** F. (*Pentatominæ*)

Le 13 octobre 1946, j'ai capturé en forêt de Marly (S.-et-O.) une ♀ de *Piezodorus lituratus* dans laquelle se trouvait une larve (P8) reconnue à l'examen morphologique (*cf.* ci-après) comme le stade II de *Gymnosoma sp.*, peut-être *G. nitens* Meigen, mais non *G. rotundatum* L. De *Piezodorus lituratus* F., on connaît à l'heure actuelle deux parasites : *Gymnosoma rotundatum* L., dont J. Pantel (1910, 1912) a décrit les œufs, l'éclosion, la pénétration dans l'hôte, les mues, etc., *Ocyptera pilipes* Loew (O. Michalk, 1935, p. 132) (1).

En ce qui concerne *Gymnosoma sp.*, chez *Piezodorus*, je pense qu'on peut inférer, de la date de la capture et du stade de la larve observée, qu'elle hiverne au stade II dans son hôte.

E. — Parasites d'**Eurydema oleracea** L. (*Pentatominæ*)

1° Introduction

Les *Phasiinæ* parasites connus d'*Eurydema oleracea* L. sont :

1. *Clytiomyia* (s. str.) *continua* Panzer (M. I. Khlebnikova 1927, p. 208 ; O. Michalk, 1938, p. 131 ; 1939, p. 1273 ; 1940, p. 166).

2. *Phasia crassipennis* F. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258 ; 1939, p. 1273), var. *micans* Girsch (O. Michalk, 1940, p. 166).

Ces deux diptères parasitent également *Eurydema ornata* (Michalk, 1935, p. 131 ; 1938 *a*, p. 258 ; 1939, p. 1273).

On trouvera ci-après de nombreuses observations biologiques sur *Clytiomyia continua* et des données sur trois *Phasiinæ* parasites nouveaux d'*E. oleracea : Gymnosoma rotundatum* L., *Ocyptera sp. A* et *Helomyia lateralis* Meigen.

Mes observations sur les parasites d'*Eurydema oleracea* ont été effectuées dans les circonstances suivantes :

Le 20 avril 1947, j'ai pris à Auffargis (Seine-et-Oise) un ♂ et une ♀ d'*E. oleracea*, et j'ai trouvé dans l'abdomen de la ♀ une larve (P9) déterminée plus tard comme le stade III de *Clytiomyia continua*.

Le 27 du même mois, vers 17 h., j'ai récolté à Presles (Seine-et-Oise), dans des cressonnières proches du village de Courcelles, en lisière de la forêt de Carnelle, un lot de 24 ♀♀ et 22 ♂♂ d'*E. oleracea*. Au fond des bocaux où je gardais ces pentatomides, j'ai trouvé le 28 : à 11 h., deux larves de *Phasiinæ* (P11, P12) ; à 14 h., le même

(1) F. B. Boselli (1932, p. 295) signale un diptère indéterminé parasite de *P. lituratus*.

jour, j'ai observé une nouvelle larve (P13) sortant de son hôte ; vers 16 h. 30, j'ai extrait de son hôte (qu'elle se préparait à quitter) la larve P15.

Dans ce lot, en outre, une *Eurydema* ♂ présentait les signes certains de l'abandon par une larve parasite et 13 autres individus étaient parasités par une larve de *Phasiinæ*.

Sur 46 *E. oleracea*, 18 (10 ♀♀, 8 ♂♂) étaient donc parasitées, soit environ 39 %.

Les larves P11, P12, P13, P15 ont été élevées (v. ci-après) ; il s'agissait de *Clytiomyia continua* Panzer ; les 13 autres larves ont été étudiées morphologiquement, et ainsi déterminées :

Clytiomyia continua, stade II : P27, P28.
C. continua, stade III : P16, P17, P18, P21, P23, P25, P26.
Gymnosoma rotundatum, stade II : P22.
Helomyia lateralis, stade III : P14, P24.
Ocyptera sp. A, stade II : P19.

Le 11 mai 1947, de nouveau à Presles (Seine-et-Oise), j'ai récolté dans les mêmes cressonnières que le 27 avril : 36 ♂♂ et 38 ♀♀ d'*Eurydema oleracea*. Tous les individus de ce lot étaient indemnes, à l'exception d'une ♀ qui présentait les signes certains d'un abandon par une larve parasite.

2° **Clytiomyia continua** *parasite d'***Eurydema oleracea**

α) *Hôte des espèces du genre* Clytiomyia *Rondani* (1)

1. *Elasmucha grisea* L. (*Acanthosomidæ*) (2), (3), hôte de *Clytiomyia rotundiventris* Fallen (J. C. Nielsen, 1916, p. 21 ; puparium figuré).

(1) Il est inexact que Malenotti (1933, p. 552) ait signalé *Clytiomyia sp.* comme parasite d'*Aelia* (ce que laisseraient croire une analyse de la *Rev. of appl. Ent.* sér. A, XXI, p. 433, et le catalogue de Thompson, 1944, p. 2). Cet auteur pour les punaises nuisibles au blé a simplement cité, d'après Zwölfer (1932, pp. 184-186) les parasites de la seule espèce *Eurygaster integriceps* et figuré (fig. 34, p. 579) un puparium de *Phasiinæ* obtenu d'*Aelia rostrata* Bohem. Mais ni l'espèce, ni le genre ne peuvent être évidemment précisés.

(2) *Elasmostethus* (*Elasmucha*) *griseus* L. est le nom employé par Baer (1920-21, p. 395), *Clinocoris griseus* L. celui du catalogue de Thompson (1944, p. 35). — Selon O. M. Reuter (1912, pp. 14-15), l'*Elasmucha grisea* des auteurs n'est pas le *Cimex griseus* de Linné et l'on a : *E. grisea* auct. = *E. betulæ* de Geer, *E. grisea* L. = *E. fieberi* Jakowlev. Dans le texte de Nielsen, rien ne permet d'opter pour l'une ou l'autre espèce.

(3) Mes actuelles investigations sur la morphologie abdominale des *Pentatomoidea* m'ont montré que les *Acanthosomidæ*, par divers caractères primitifs (glandes dorsales, urite VIII et genitalia ♂, genitalia ♀) forment un groupe très particulier, aussi distinct des *Pentatomidæ* (s. str.) que l'est par exemple la famille des *Cydnidæ*. C'est pourquoi, rompant de propos délibéré avec l'habitude qui en fait une sous-famille de *Pentatomidæ*, j'ai tenu à les considérer ici même comme une famille autonome. (C'était aussi l'opinion de Verhoeff, 1893, p. 330).

2. *Eurydema oleracea* L. (*Pentatomidæ*), hôte de *Clytiomyia* (s. str.) *continua* Panzer (M. I. Khlebnikova, 1927, p. 208, armature bucco-pharyngienne III figurée ; O. Michalk, 1935, p. 131 ; 1939, p. 1273 ; 1940, p. 166).

3. *Eurygaster integriceps* Puton (*Scutelleridæ*), hôte de *Clytiomyia* (s. str.) *helluo* F. (W. Zwölfer, 1930, p. 235 ; 1932, p. 186).

4. *Sehirus bicolor* L. (*Cydnidæ*), hôte de *Clytiomyia* (*Heliozeta*), *pellucens* Fallen (O. Michalk, 1933, p. 128 ; 1940, p. 163),

5. *Eurydema ornata* L. (*Pentatomidæ*), hôte de *Clytiomyia* (s. str.) *continua* Panzer (O. Michalk, 1935, p. 131 ; 1939, p. 1273).

6. *Eurygaster austriaca* Schrank (*Scutelleridæ*), hôte de *Clytiomyia* (s. str.) *helluo* F. (M. L. Jourdan, 1935 *a*, p. 83, nombreuses indications biologiques ; 1935 *b*, pp. 117-119 ; 1936, p. 203).

Cette liste, en même temps qu'elle indique les travaux concernant la biologie des *Clytiomyia*, montre qu'on ne sait rien de *Clytiomyia* (*Heliozeta*) *tephra* Meigen, cinquième espèce européenne, et que les données de morphologie préimaginale, sont pratiquement inexistantes pour tout le genre.

β) *Signes externes de la présence du parasite*

Clytiomyia continua est l'un des *Phasiinæ* (v. ci-après) qui pond *sur* et non *dans* son hôte. Un premier signe de la présence de sa larve parasite sera donc l'existence de la coque de l'œuf sur le tégument de l'hôte. Mais cet indicatif de la présence du parasite peut être disparu : sur 13 de mes *E. oleracea* parasitées par *Clytiomyia continua*, 7 seulement portaient encore l'œuf du diptère sur la face tergale de l'abdomen.

Il faut bien noter également que les œufs de *Phasiinæ* ne sont pas encore suffisamment connus, et, comme tels, ne sont pas encore en toute certitude déterminables (v. ci-après à propos de la description de l'œuf de *Cl. continua*). De plus, étant donné la concurrence que se font divers *Phasiinæ* pour un même hôte, un œuf d'une espèce considérée n'annonce pas obligatoirement une larve de même espèce.

Un second signe de la présence du parasite est, chez les *E. oleracea* ♂♂, l'anormale protrusion du pygophore vers l'arrière que j'ai observée dans 7 des 8 ♂♂ parasités par *Cl. continua*. C'est ainsi par exemple que j'ai décelé la larve P15 prête à quitter son hôte dont elle faisait remuer le pygophore en le poussant vers l'arrière.

Sans doute, ce diagnostic (de même que celui qui se base sur l'abdomen anormalement gonflé des hôtes ♀♀) n'est-il valable que lorsqu'il s'agit de parasites proches du terme de leur développement entomobie. C'est ce que j'ai déjà exprimé (1947 *a*, p. 311) en ces termes : « En ce qui concerne l'aspect extérieur, j'ai constaté que la larve au terme de sa croissance distend latéralement, et de façon

assez considérable, l'abdomen de son hôte ; cependant, une larve plus jeune ne se manifeste certainement pas (Fedotov [1944] ne note pas de différence dans l'apparence extérieure des *Eurygaster integriceps* Puton (*Scutelleridæ*), parasités et indemnes). » L'observation suivante, qui m'échappa précédemment, est plus précise encore, elle concerne *Allophora* (*Hyalomyia*) *aldrichi* Townsend (1), parasite de *Nysius ericæ* Schill. (*Lygæidæ*) : « When nearly grown the maggot greatly distends the abdomen of the host, sometimes to such an extent that the ovipositor is thrust downward ant the wings upward. In the earlier stages of parasitism infested females cannot be distinguished from gravid females. » (F. B. Milliken et F. M. Wadley, 1923, p. 29).

Des 5 ♀♀ d'*Eurydema* parasitées que j'ai examinées, une seule se révélait telle du fait de son abdomen anormalement gonflé.

γ) *Abandon de l'hôte ♂ par la larve de* Clytiomyia continua

Dans mon précédent travail (1947 *a*, pp. 307-308), j'ai critiqué les observations publiées sur la manière dont une larve de *Phasiinæ* quitte son Hétéroptère hôte et j'ai montré comment (pp. 304 et suivantes) les larves parasitant les ♀♀ de *Palomena prasina L.* et d'*Arma custos* F. les abandonnent par l'orifice vulvaire.

N'ayant rien observé quant aux hôtes ♂♂, ce n'est que d'après l'étude de la morphologie génitale ♂ des *Pentatomoidea* que j'écrivais (*l. c.*, p. 308) : « Chez les ♂♂ d'Hétéroptères, le tube anal, enserré entre la partie tergale très sclérifiée du pygophore (urite IX) et le phallosome volumineux est, de même que chez les ♀♀, une voie de sortie mécaniquement bien improbable pour une larve parasite. En outre, l'orifice génital ♂ est, bien entendu, une voie de sortie impossible. Seule resterait donc, pour expliquer la sortie d'une larve d'un hôte ♂, une perforation de membrane intersegmentaire. Celle qui unit le sternite VII prégénital à l'urite VIII entièrement caché dans l'abdomen me paraît particulièrement propice, car de même qu'elle permet l'évagination du segment VIII lors de l'accouplement, elle pourra se tendre sous la poussée d'une larve parasite et, étant très mince, lui livrer passage, pour se rétracter dans l'abdomen, d'où l'absence de traces visibles du départ du parasite. »

En ce qui concerne les hôtes ♂♂, je puis confirmer complètement mon hypothèse. En effet, j'ai été témoin de la sortie de la larve P13 d'un hôte ♂, lequel s'était signalé à mon attention parce que, tombé sur le dos au fond de son bocal, il ne remuait plus que faiblement pattes et antennes, son pygophore étant, de plus, anormalement

(1) Voir, quant au nom de ce diptère, la note taxonomique 2° ci-après.

saillant vers l'arrière (c'est-à-dire dépassant les membranes des hémélytres qui le masquent dorsalement au repos).

L'examen à la loupe binoculaire m'a permis de voir apparaître les crochets buccaux de la larve parasite sur la ligne médiane ventrale de la membrane mince qui relie les urites VII et VIII de l'hôte. Dès lors, et en moins de trente secondes, la larve, par constrictions successives rapides, sortit de son hôte, avec apparemment beaucoup de facilité.

Après le départ du parasite, la membrane connective des urites VII et VIII de l'hôte était déchirée par une fente transversale et

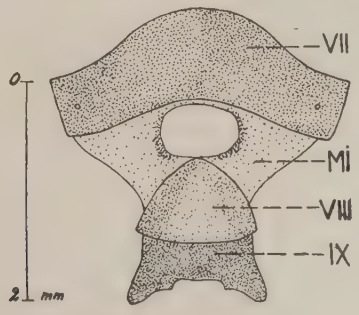


FIG. 1. — Extrémité de l'abdomen d'un ♂ d'*Eurydema oleracea* (face ventrale), après départ d'une larve de *Clytiomyia continua* ayant perforé la membrane intersegmentaire (MI) connective des urites VII et VIII ; IX : urite IX ou pygophore.

le pygophore demeurait anormalement repoussé vers l'arrière. Chez les hôtes des larves P11 et P12, ainsi que chez un ♂ d'*E. oleracea* abandonné par son parasite avant la capture, j'ai observé ce trou ventral de la membrane connective des urites VII et VIII. Il est donc certain que, chez *Eurydema oleracea,* c'est bien par la membrane intersegmentaire reliant les urites VII et VIII que la larve de *Clytiomyia continua* quitte son hôte.

Ma figure 1 représente l'aspect de l'extrémité d'un abdomen de l'hôte après le départ du parasite (1).

(1) Je tiens à faire remarquer que le dernier grand urite, précédant les segments génitaux, est chez les *Pentatomoidea,* tant ♂♂ que ♀♀, le septième et non le huitième.

Ce, afin d'accroître les chances d'éviter une erreur de numérotation des segments qui remonte au moins à BERLESE (Gli Insetti, 1909) que KIRKPATRICK (1937) n'a pas su éviter dans sa fig. 35 (p. 310), reproduite depuis par Curtis P. CLAUSEN (1940, p. 508, fig. 216) dans un ouvrage didactique qui lui donnera la publicité qu'il eût fallu éviter.

δ) *Actions parasitaires*

Dix larves de *Clytiomyia continua* au stade III ont été examinées en position dans l'hôte : toutes étaient en position inverse à l'intérieur de l'abdomen de celui-ci ; KHLEBNIKOVA (1927, p. 208) a fait la même observation, et l'on pourra constater d'après mes données sur d'autres parasites et d'autres hôtes que cette position est très générale. Les stigmates postérieurs des larves étaient logés dans le thorax de l'*Eurydema*, mais mes observations ne me permettent pas de dire si à ce stade, en ce cas, ils présentent un rapport quelconque (par exemple par un siphon respiratoire) avec les stigmates ou les trachées de l'hôte.

Les deux larves de *Clytiomyia* au stade II étudiées chez *E. oleracea* étaient également en position inverse.

Mes données anatomiques sont un peu plus importantes que dans le cas d'*Allophora aurigera* Egger, car j'ai pu examiner des larves en plus grand nombre et à des degrés divers de développement, ce qui m'a permis de me faire une idée des dommages qu'elles causent à leurs hôtes.

Comme il convenait de s'y attendre, ce sont les gonades qui sont le plus précocement atteintes par la présence du parasite. Alors que la larve de *Clytiomyia* n'a pas encore atteint sa phase sarcophage, alors que le tube digestif de l'hôte est encore intact, les ovaires ou les testicules témoignent d'une très nette castration parasitaire. Les ovaires d'une *E. oleracea* parasitée sont très aplatis et plaqués contre la paroi sternale de l'abdomen, les œufs n'ont absolument aucun développement. (Les témoins indemnes, capturés à la même date, présentent des ovaires bien développés, où l'on peut compter les œufs en voie d'accroissement et dont certains ont déjà leur forme en tonnelet qui est celle de la ponte). Les testicules d'une *E. oleracea* parasitée sont de même aplatis et appliqués contre la paroi sternale de l'abdomen. (Les témoins présentent au même moment de gros testicules turgescents et vivement pigmentés).

KHLEBNIKOVA (*l. c.*) avait déjà pu constater que le corps gras des individus contaminés est nul et que par suite le système génital de la punaise est très faiblement développé.

Le tube digestif reste indemne tant que le parasite n'a pas pris un développement considérable, mais il disparaît au même titre que les autres organes (corps gras, sacs aériens, muscles, gonades) quand le parasite devient sarcophage, sur la fin de sa vie entomobie. Les *Eurydema oleracea* abandonnées par les larves de *Clytiomyia* ne présentent plus qu'un abdomen réduit au tégument auquel

n'adhère plus une bribe de viscère. Entre cet état final et des organes ayant peu souffert, on trouve les degrés divers d'une destruction progressive des organes : un testicule manque, les ovaires sont disparus, le tube digestif est réduit aux cryptes à symbiontes et au proctodeum, etc... Il est donc certain que chez *E. oleracea* (hôte peu volumineux d'ailleurs), *Clytiomyia continua* passe, durant les derniers jours de sa vie larvaire (stade III), par une phase de sarcophagie apparemment brutale et rapide, comme c'est le cas de beaucoup de tachinaires (J. Pantel, 1910, p. 126).

Quant à la reproduction des *Eurydema* parasitées, manifestement impossible après le départ de la larve de *Clytiomyia* (du fait même de la sarcophagie de celle-ci), elle l'est également avant son départ, car — chez les hôtes d'hivernage tout au moins — la castration parasitaire précède l'activité génitale du pentatomide.

ε) *Elevage du parasite*

Les larves P11, P12, P13, P15, mises sur du terreau (dans le dispositif déjà employé, et précédemment décrit [1947 *a*, p. 309]), s'y sont enfoncées immédiatement, la tête la première, formant le puparium à très faible profondeur (1-2 cm.) (2,5 à 2,7 cm. selon Khlebnikova, *l. c.*).

A 28° et en atmosphère humide à saturation, les délais et résultats de l'élevage furent les suivants :

	Sortie de la larve	Mise sur le terreau	Mise a l'étuve	Imago (1)
P 11.	28-IV, 11 h.	28-IV, 12 h.	28-IV, 18 h.	5-V, 10 h.
P 12.	28-IV, 11 h.	28-IV, 12 h.	28-IV, 18 h.	5-V, 16 h.
P 13.	28-IV, 14 h.	28-IV, 14 h.	28-IV, 18 h.	5-V, 10 h.
P 15.	28 IV, 16 h. 30	28-IV, 17 h. 30	28-IV, 18 h.	Imago mort dans le puparium

D'autres résultats sont les suivants :

Sortie de l'hôte : 30 mai ; pupaison : 31 ; imago : 17 juin (Khleb-

(1) Dans l'un des cas, un imago avait réussi à passer entre le tube à terreau et le tampon d'ouate le bouchant. D'où la précaution déjà recommandée (*l.c.*, p. 309) : ne pas mélanger le matériel, afin de pouvoir toujours rapporter tel imago à tel puparium, et à tel hôte.

NIKOVA *l. c.* ; région de Tomsk) ; sortie de l'hôte : 19 août ; imago : 29 août (MICHALK, 1935, p. 131, Bellinchen a.d. Oder) ; sortie de l'hôte : 30 avril ; imago : 12 mai (MICHALK, 1940, p. 166).

Les imagos obtenus de P11, P12, P13 ont été déterminés par M. E. SÉGUY, à qui j'adresse ici tous mes remerciements, comme *Clytiomyia* (s. str.) *continua* Panzer 1798.

L'imago avorté issu de P15 appartenait à la même espèce, ainsi que me l'a prouvé l'examen de l'armature bucco-pharyngienne de la larve au stade III, armature que l'on retrouve dans le puparium.

ξ) *Cycle du parasite*

Hivernage. Etant donné la date de mes observations (20 et 27 avril) de larves ayant atteint leur complet développement, j'ai tout lieu de croire qu'il s'agit de larves ayant hiverné dans leur hôte. KHLEBNIKOVA (qui travaillait dans la région de Tomsk) a d'ailleurs déjà noté (1927, p. 208) que le parasite hiverne dans son hôte, et MICHALK (1940, p. 166) qui obtint une larve III le 30 avril est d'avis qu'il faut admettre que *Cl. continua* hiverne dans son hôte à l'état de larve.

Je pense que cet hivernage, au moins dans certains cas, s'effectue au stade II, puisque, des *Eurydema oleracea* du 27 avril, j'ai extrait une larve de *Cl. continua* au stade II (P28) et une passant du stade II au stade III (P27).

Je signale que Max L. JOURDAN (1935, p. 84) a indiqué que l'espèce voisine *Clytiomyia* (s. str.) *helluo* F. passait à Rabat (Maroc) l'hiver à l'état de pupe, et que D. J. CAFFREY et G. W. BARBER (1919, pp. 30-31) pensent que *Gymnosoma fuliginosa* R. D. hiverne soit à l'état de larve dans l'hôte (*Chlorochroa sayi* Stål), soit à l'état de pupe dans le sol (1).

Nombre de générations annuelles. Je n'ai guère d'indications à ce sujet ; KHLEBNIKOVA a probablement observé, dans la région de Tomsk, au moins trois générations : cet auteur a, en effet, obtenu « l'éclosion » d'imagos le 17 juin, puis les 19, 20, 22 juillet, et a en outre observé une génération d'automne.

O. MICHALK (1940, p. 166) a de même que moi observé la génération d'hiver et, en outre, des imagos le 29 avril (1935, p. 131). Il n'y a donc peut-être pas de différence entre *Cl. continua* et *Cl. helluo* chez qui M. L. JOURDAN (*l. c.*) a observé avec certitude trois générations, et peut-être cinq ou six par an.

(1) D'après I. A. RUBTZOV (1947, p. 100, résumé), *Allophora subcoleoptrata* L. hiverne dans le sol dans le *puparium*.

η) Œuf, ponte et éclosion de Clytiomyia continua

Sur 7 des 13 *Eurydema oleracea* parasitées par *Clytiomyia continua*, j'ai trouvé l'œuf unique du parasite à la face dorsale de l'abdomen et dans les positions suivantes :

— sur le bord droit du tergite III (P17, hôte ♀, P21, hôte ♂) ;
— sur le bord droit des tergites III et IV (P23, hôte ♂) ;
— sur le bord gauche des tergites III et IV (P15, hôte ♂) ;
— sur le bord droit des tergites IV et V (P12, hôte ♂) ;
— sur le bord droit des tergites VI et VII (P16, hôte ♂) ;
— un peu à droite, au milieu du tergite VII (P26, hôte ♀).

Khlebnikova (*l. c.*) avait déjà noté que la mouche pond sous les ailes de la punaise (1). Cet auteur suppose que *Cl. continua*, comme *Phasia crassipennis* F. (I. V. Vassiliev, 1913), profite pour pondre du moment où la punaise soulève ses ailes pour le vol, ou ne les a pas encore repliées après le vol. On notera dans le cas présent que les œufs sont situés soit sur les côtés, soit à l'extrémité de l'abdomen de l'hôte, fait que Nielsen (1916, p. 17) dans le cas de *Cystogaster globosa* F. parasite d'*Aelia acuminata* L. et Michalk (1935, p. 134) dans celui de *Gymnosoma rotundatum* parasite d'*Eusarcoris melanocephalus* F. avaient déjà noté, et qui correspond probablement à des nécessités mécaniques de ponte sur l'hôte.

Khlebnikova (*l. c.*) a quelquefois observé deux œufs sur un même hôte, mais toujours — ainsi que moi d'ailleurs — une seule larve de *Clytiomyia* par hôte.

L'absence de l'œuf parasite sur certains hôtes me paraît imputable aux mouvements des ailes de la punaise, ce d'autant plus que ces œufs une fois vides n'adhèrent pas fortement au tégument de l'hôte.

Ou bien encore, peut-être, *Clytiomyia continua* pond-elle dans quelques cas ses œufs sur des *larves* d'*Eurydema* au stade IV ou V, ce qui aurait pour effet que l'hôte lors de ses mues se débarrasse de la coque de l'œuf vide du parasite (2), fait observé par W. Tischler

(1) Ce mode de ponte n'est ni exclusif, ni général chez les *Phasiinæ* qui déposent leurs œufs *sur* leurs hôtes. Par exemple, Nielsen (1916, p. 21) figure l'œuf de *Clytiomyia rotundiventris* Fallen sur le pronotum d'*Elasmucha grisea* L. ; Tischler (1938, p. 353) figure des œufs de *Gymnosoma rotundatum* sur le pronotum de *Palomena prasina* L., etc...

(2) Divers auteurs ont observé des larves et nymphes d'Hétéroptères attaquées par des *Phasiinæ* ; I. V. Vassiliev (1913) les stades IV et V d'*Eurygaster integriceps* Puton, hôtes d'*Helomyia lateralis* Mg. ; D. J. Caffrey et G. W. Barber (1919, p. 29) le stade V de *Chlorochroa Sayi* Stål portant des œufs de *Gymnosoma fuliginosa* R. D. ; H. N. Worthley (1924, p. 15) les stades IV et V d'*Anasa*

(1938, p. 353) dans le cas de *Gymnosoma rotundatum* parasite des stades IV et V de *Palomena prasina*.

Michalk (1935, pp. 134-135) a étudié l'œuf de *Gymnosoma rotundatum* sans avoir eu connaissance de la belle étude de Pantel (1912) où cet œuf est décrit fort en détails. Michalk signale un ciment adhésif mou, capable de s'étirer en fil et qui collerait l'œuf au tégument de l'hôte, tandis que Pantel décrit une alvéolisation de la surface plane (ventrale) du chorion, qui formerait organe adhésif du fait de sa structure même. De ce dispositif, Pantel (1912, p. 40) dit que « rien n'empêche de supposer qu'il se complète tardivement » par l'apposition d'une sécrétion adhésive. Un tel ciment existe pour l'œuf de *Trichopoda pennipes* F. (H. N. Worthley, 1924, p. 68). Chez *Clytiomyia continua*, j'ai observé quelquefois cette substance collant l'œuf au tégument de l'hôte ; mais j'ai cherché en vain quelque chose qui rappelle l'observation apparemment précise de Michalk.

La pénétration d'une larve de *Phasiinæ* dans son hôte a été décrite dans le cas de *G. rotundatum*, parasite de *Piezodorus lituratus* F. (J. Pantel, 1910, pp. 44-45) ; O. Michalk (1935, p. 137) a donné pour le même diptère, mais chez *Eusarcoris melanocephalus* F., un certain nombre de renseignements. L'œuf de *Clytiomyia continua*, comme ceux de *G. rotundatum* et de *Trichopoda pennipes* F. (H. N. Worthley, 1924, p. 68), est indéhiscent. La jeune larve déchire la face ventrale du chorion au-dessus de l'endroit où elle perfore ensuite le tégument de l'hôte. Le trou de pénétration a été observé par Pantel et Michalk (*l. c.*) ; je l'ai trouvé bien visible également dans le cas de *Cl. continua* : il s'agit d'une petite perforation ronde de la région latérale, bien sclérifiée, des tergites d'*Eurydema oleracea*. Elle peut être, ainsi que l'avait noté Pantel (1910, p. 45) bouchée par un caillot de l'hémolymphe de l'hôte. Pantel (*l. c.*, pp. 44-45), puis Michalk (*l. c.*, pp. 136-138) ont supposé qu'à l'action mécanique de l'armature buccale de la larve, s'ajoute, pour la perforation des téguments de l'hôte relativement fort épais, une action chimique, dont le facteur reste à mettre en évidence.

tristis De Geer, hôtes de *Trichopoda pennipes* F. ; M. Sureya (1930) les larves d'*Eurygaster integriceps*, hôtes de *Phasia sp.* ; W. Tischler (1938, p. 352-353) les stades IV et V de *Palomena prasina* L. portant des œufs de *Gymnosoma rotundatum* et de *Cystogaster globosa*, le stade V de *Dolycoris baccarum* L. portant l'œuf de *Gymnosoma rotundatum* (1939, p. 278) ; A. W. Morrill (1907, p. 11) le stade V de *Chlorochroa ligata* Say portant des œufs de *Gymnosoma fuliginosa* R. D. ; R. C. Rainey (1947) les stades V de *Dysdercus nigrofasciatus* Stål, hôtes des larves d'*Allophora nasalis* Bezzi et de *Bogosiella fasciata* F., etc...

3° **Gymnosoma rotundatum** *L. parasite d'***Eurydema oleracea**

D'un ♂ d'*Eurydema* de Presles (Seine-et-Oise) (27-4-47), j'ai extrait une larve (P22) que j'ai pu déterminer par examen de son armature bucco-pharyngienne (*cf.* données morphologiques) comme le stade II de *Gymnosoma rotundatum* L.

Eurydema oleracea L. est ainsi un nouveau Pentatomide, hôte de ce diptère (*cf.* liste p. 2). L'œuf du parasite (?), seul signe décelant ce dernier, était situé sur la marge droite des tergites I et II de l'hôte. La larve était en position inverse dans l'hôte, dont l'abdomen était presque vide et les testicules réduits.

Par sa date, cette observation confirme, s'il en était encore besoin (*cf.* ci-dessus à propos des parasites de *Peribalus vernalis*), que *G. rotundatum* hiverne au stade II dans ses hôtes.

4° **Ocyptera sp. A** *parasite d'***Eurydema oleracea**

P19 est une larve au stade II rapportable à l'espèce parasite d'*Aelia acuminata* L. (v. ci-après) et que j'ai appelée *Ocyptera sp. A* (peut-être *O. auriceps* Meigen). Il s'agit là d'un parasite nouveau d'*Eurydema oleracea*. P19 parasitait une ♀ dont l'abdomen n'avait pas été totalement vidé ; la date de capture indique qu'*Ocyptera sp. A.* hiverne au stade II dans son hôte.

5° **Helomyia lateralis** *Mg. parasite d'***Eurydema oleracea**

α) *Hôtes connus d'Helomyia lateralis* (1)

Ce sont :

1. *Eurygaster integriceps* Puton (I. V. Vassiliev, 1913 ; S. Mokrzecki, 1926, p. 99 ; M. Sureya, 1930 ; D. M. Fedotov, 1944 ; I. A. Rubtzov, 1947).
2. *Eurygaster maurus* L. (A. V. Znamenski, 1926, se reporter à W. Tischler, 1938, p. 351).
3. *Carpocoris fuscispinus* Bohemann (I. A. Rubtzov, 1947, p. 98).
4. *Aelia furcula* Fieb. (*ibid.*).
5. *Aelia melanota* Fieb. (*ibid.*).
6. *Aelia acuminata* L. (*ibid.*).
7. *Trigonosoma* sp. (*ibid.*).
8. *Graphosoma* sp. (*ibid.*).

Le texte de Rubtzov (*l. c.*) laisse entendre que d'autres *Pentatomoidea* sont hôtes d'*Helomyia lateralis*.

(1) Voir quant au nom de ce diptère la note taxonomique 7° ci-après.

β) Parasitisme dans *Eurydema oleracea*

P14 parasitait une ♀ à abdomen anormalement gonflé, où ne subsistaient plus que des parties du tube digestif ; la larve y était en position inverse.

P24 parasitait en position inverse, et sans signe externe de sa présence, une ♀ d'*Eurydema* à tube digestif intact, à ovaires peu importants mais non plaqués contre la paroi du corps.

A la suite de l'étude morphologique ci-après (Partie II), P14 et P24, larves au stade III, ont été rapportées à *Helomyia lateralis* Meigen, dont *Eurydema oleracea* est un hôte encore non connu.

F. — Parasites de **Mesocerus marginatus** L. (*Coreidæ*)

Mesocerus marginatus (= *Syromastes marginatus* auct. (*cf.* O. M. Reuter, 1912, p. 16) est un *Coreidæ*, c'est-à-dire un Hétéroptère d'un groupe tout autre que celui des *Pentatomoidea*. Ceci vaut que soient dits quelques mots des *Phasiinæ* parasites de Coreides.

Les *Coreidæ* européens, dont on connaît les *Phasiinæ* parasites, ne sont encore qu'au nombre de quatre :

1. *Stenocephalus agilis* Scopoli, hôte de *Dionaea forcipata* Meigen (O Michalk, 1933, p. 129).

2. *Spathocera dalmani* Schiller, hôte (?) de *Gymnosoma* (*Stylogymnomyia*) *nitens* Meigen (O. Michalk, 1938 *a*, p. 256)

3. *Mesocerus marginatus* L., hôte de *Phasia crassipennis* F. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258).

4. *Coriomeris denticulatus* Scopoli, hôte de *Clairvillea biguttata* Meigen (O. Michalk, 1940, p. 166).

Dans le nouveau monde, les *coreides-hôtes* sont plus nombreux (*Acanthocephala, Anasa, Archimerus, Corecoris, Leploglossus...*), mais leurs parasites n'appartiennent qu'à deux espèces : *Trichopoda pennipes* F. et *T. lanipes* F. (Cf. R. C. Shannon, 1914 ; H. N. Worthley, 1924 ; E. Osborn, 1925 ; H. I. Dozier, 1926 ; R. L. Beard, 1940, 1942).

Ceci permet de dire que les *Coreidæ*, en tant qu'hôtes de *Phasiinæ* (et réciproquement), sont plus mal connus que les *Pentatomidæ*.

Tout enrichissement de nos connaissances à ce sujet est donc souhaitable, et c'est pourquoi je rapporte les observations suivantes

1° **Helomyia lateralis** *Mg. parasite de* **Mesocerus marginatus**

Le 27 avril 1947, j'ai récolté en forêt de Carnelle (Seine-et-Oise) 3 ♂♂ de *Mesocerus marginatus*, dont un renfermait dans l'abdomen

en position inverse une larve III (P10) d'*Helomyia lateralis* Meigen, dont *Mesocerus marginatus* est un nouvel hôte qui n'était pas encore connu (voir données morphologiques dans la seconde partie de ce travail).

La larve, relativement petite par rapport à son hôte, ne m'a pas paru endommager ni le tube digestif, ni les testicules de celui-ci ; les sept follicules testiculaires de chaque gonade étaient intacts et bien nets.

2° **Phasia crassipennis** *F. parasite de* **Mesocerus marginatus**

J'ai également observé, chez *Mesocerus marginatus, Phasia crassipennis* F. qui en était déjà connue comme parasite. D'une ♀ du Coreide prise le 19 juin 1947 en forêt de Montmorency (Seine-et-Oise), j'ai extrait le 20 une grosse larve de *Phasiinæ* (P50), prête d'ailleurs à quitter son hôte. L'abdomen de celui-ci, où la larve se trouvait en position inverse, était totalement vidé et son tégument raclé. Dans le thorax de l'hôte, j'ai trouvé un siphon respiratoire. L'œuf parasite était collé sur le scutum II (c'est-à-dire *sous* la partie du pronotum qui recouvre le mésothorax) et par conséquent totalement caché. Cette partie n'étant découverte qu'au moment de la mue imaginale, il faut admettre que l'œuf parasite peut être déposé sur l'hôte au moment où celui-ci est en train de se débarrasser de sa dernière peau larvaire.

La larve P50, après s'être enfoncée sous un centimètre de terreau, a été portée à l'étuve à 30° C., du 20 juin 16 heures au 30 juin 9 heures, moment où je me suis aperçu de l'éclosion de l'imago. Celui-ci fut de nouveau aimablement déterminé par M. Séguy.

Quant à *Phasia crassipennis* F., c'est, de même que *Gymnosoma rotundatum* L., une espèce très polyphage : je donne ci-après la liste de ses hôtes qui me sont connus.

Hôtes de Phasia crassipennis

(De cette liste sont exclus les hôtes indiqués comme ceux de *Phasia sp.* qui peut être tout *Phasiinæ* que l'on voudra).

1. *Rhaphigaster nebulosa* Poda (= *griseus* F.) (L. Dufour, 1848, pp. 427-428).

2. *Eurygaster maurus* L. (S. Mokrzecki, 1894, d'après le même 1926 ; N. A. Dobrovolski, 1921, d'après *Rev. Appl. Ent.*, A. XI, 452 ; A. V. Znamenski, 1926, cf. W. Tischler, 1938, p. 351 ; M. Hibraoui, 1930, p. 55 ;

Manninger, 1933, cf. W. Tischler, 1938, p. 351 ; O. Michalk, 1940, p. 166, il s'agit de *Phasia crassipennis* var. *micans* Girschner).

3. *Eurygaster hottentotus* F. (I. V. Vassiliev, 1913 ; M. Hibraoui, 1930, p. 55).

4. *Eurygaster integriceps* Puton (I. V. Vassiliev, 1913 ; N. A. Dobrovolski, 1913, cité d'après *Rev. Appl. Ent.*, A. I, 450-451 ; 1921, *R. A. E.*, A. XI, 452 ; S. Mokrzecki, 1926, p. 99 ; E. Iznalinski, 1926, cf. Hibraoui, 1930, p. 53 ; W. Zwölfer, 1930, p. 236 ; 1932, pp. 184-185 ; M. Hibraoui, 1930, p. 55).

5. *Dolycoris penicillatus* Horváth (I. V. Vassiliev, 1913, selon Rubtzov, 1947, p. 86) (1).

6. *Carpocoris fuscispinus* Bohemann (2) (I. V. Vassiliev, 1913, selon Rubtzov, 1947, p. 86 ; O. Michalk, 1938 *a*, p. 258).

7. *Aelia furcula* Fieb. (I. V. Vassiliev, 1913, selon Rubtzov, 1947, p. 86).

8. *Elasmucha grisea* L. (Schmidt, cf. Michalk, 1940, tableau pp. 164-165).

9. *Dolycoris baccarum* L. (O. Michalk, 1935, p. 132).

10. *Eurydema ornata* L. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258 ; 1939, p. 1273).

11. *Eurydema oleracea* L. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258 ; 1939, p. 1273 [*Ph. crassipennis* s. str.] ; 1940, p. 166 [var. *micans* Girschn.].

12. *Carpocoris pudicus* Poda (2) (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258).

13. *Mesocerus marginatus* L. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258 ; C. Dupuis, ci-dessus).

G. — Parasites d'**Aelia acuminata** (*Pentatominæ*)

1° **Introduction**

Les *Phasiinæ* parasites d'*Aelia acuminata* L. jusqu'ici signalés (3) sont à ma connaissance :

1. *Cystogaster globosa* F. (J. C. Nielsen, 1916, pp. 14-18 ; Manninger, 1933, selon Tischler, 1938, p. 351 ; E. Meyer, 1937 ; O. Michalk, 1938 *a*, pp. 257-258 ; W. Tischler, 1938, p. 351, 1939, p. 279).

2. *Phasia sp.* (S. Spassky, 1916 ; E. Zvierezomb-Zobovsky, 1918).

3. *Gymnosoma rotundatum* L. (G. A. Manninger sen. et jun., 1933, selon Tischler, 1938, p. 351).

(1) D'après l'analyse de l'édition de 1913 du travail de Vassiliev, publiée par la *Review of Applied Entomology* (A. I. 446), l'un des hôtes observés pour *Phasia crassipennis* serait *Dolycoris baccarum* L. Pour Rubtzov (1947, p. 86), ce serait *D. penicillatus* décrit par Horváth en 1904 (*Ann. Mus. Hung*, II, p. 580). Rubtzov ayant vu le travail de Vassiliev de fort près et étant à même de connaître mieux que l'analyste de la *R.A.E.* les Pentatomides de l'U.R.S.S., je le suis volontiers.

(2) Se reporter à la note infrapaginale 5.

(3) E. Malenotti (1933, *l. c.*) n'a pas rapporté *Phasia sp.* ou *Clytiomyia sp.* comme parasite d'*Aelia acuminata* ou *rostrata* (*cf.* ma note infrapaginale 8, p. 5). D'autre part, M. L. Jourdan (1934) n'a rapporté *Gymnosoma rotundatum* L. que d'*Aelia tritici perda* Pomel et pas plus d'*A. acuminata* que d'*A. cognata* Fieb., en dépit des assertions de W. Tischler, 1939, p. 279, et du tableau erroné d'O. Michalk (1940, pp. 164-165).

4. *Lophosia fasciata* Meigen (W. Tischler, 1938, p. 351 ; O. Michalk, 1938 *a*, p. 257).
5. *Ocyptera auriceps* Meigen (O. Michalk, 1938 *a*, p. 257 ; W. Tischler, 1938, p. 351, 1939, p. 279).
6. *Helomyia lateralis* Meigen (I. A. Rubtzov, 1947, p. 98).

Mes observations sur les parasites d'*Aelia acuminata* ont été effectuées dans les circonstances suivantes :

Le 26 mai 1947, j'ai récolté en forêt de Sénart (Seine-et-Oise), en fauchant diverses graminées, un lot de 14 ♂♂ et 17 ♀♀ d'*Aelia acuminata* dont 4 ♂♂ et 8 ♀♀ étaient parasités (soit environ 41 %) par les larves de *Phasiinæ* suivantes :

Phasia crassipennis F. au stade II : P33, P37.
Ocyptera sp. A au stade II : P31, P34, P36, P38, P39, P40.
Helomyia lateralis Meigen au stade III : P30, P41.
Phasiinæ incertæ sedis, stade II : P32, P35.

Les hôtes des larves P32 et P34 portaient de plus chacun un œuf de *Phasiinæ*, et une dépouille de larve existait encore dans l'abdomen de l'hôte de P32, ainsi que deux armatures bucco-pharyngiennes primaires d'espèces différentes et indéterminées. L'œuf porté par P32 n'était pas éclos. Ces faits mettent incidemment en évidence la concurrence que peuvent se faire diverses espèces de *Phasiinæ* vis-à-vis d'un même hôte.

Le 1er juin 1947, toujours en forêt de Sénart, furent récoltés 11 ♂♂ et 13 ♀♀ d'*A. acuminata*, parmi lesquels 3 ♂♂ et 4 ♀♀ étaient parasités (soit environ 29 %) par les larves de *Phasiinæ* suivantes :

Ocyptera sp. A au stade II : P46.
Ocyptera sp. A au stade III : P42, P43, P44, P47, P49.

Un œuf de *Phasiinæ* était porté par un hôte ♀ (P45). Le 15 juin 1947, fut prise à Lardy (Seine-et-Oise) une *Aelia acuminata* ♂ qui renfermait une larve II d'*Ocyptera sp. A* (P48).

2° **Phasia crassipennis** *F. parasite d'***Aelia acuminata** *L.*

P. crassipennis est d'après les listes qui précèdent (p. 219-221) un parasite non encore connu d'*Aelia acuminata*.

Comme signe du parasitisme, j'ai noté la présence de l'œuf de *Phasia* (?) sur la marge gauche (P33) ou droite (P37) du tergite V.

Comme action parasitaire, j'ai noté une réduction des ovaires de l'hôte de P37 ; ceux de l'hôte de P33, par contre, possédaient une dizaine d'œufs, dont quatre bien développés (nombre assurément inférieur à la normale). Dans les deux cas, la larve était en position

inverse dans l'abdomen de l'hôte ; pour P37, j'ai noté l'existence d'un siphon respiratoire reliant les stigmates postérieurs de la larve au thorax de l'hôte.

La date d'observation (26 mai) permet de penser que les larves observées appartiennent peut-être déjà à une seconde génération issue de celle qui hiverne dans l'hôte, dans la mesure où *Phasia crassipennis* a un cycle annuel comparable à celui des autres *Phasiinæ* (voir ci-après).

3° **Ocyptera sp. A** *parasite d'***Aelia acuminata**

α) *Identification.* — J'ai observé des larves II et des larves III. C'est la coexistence des larves III, avec leurs exuvies II (P42, P47), qui m'a permis de rattacher à une même espèce les unes et les autres, avec une certitude d'autant plus grande que la morphologie de l'armature buccopharyngienne les désignait toutes comme *Ocyptera sp.* (les données utilisées pour cette détermination *générique* sont celles de mes données morphologiques ci-après).

N'ayant pu faire d'élevages, je ne puis donner le nom spécifique de l'*Ocyptera ;* d'après la morphologie larvaire, je sais seulement que ce n'est pas *O. brassicaria,* et qu'il s'agit du même parasite que celui déjà observé chez *Eurydema oleracea : Ocyptera sp. A.*

Il s'agit probablement d'une espèce commune, puisque j'ai obtenu un nombre de larves assez grand ; l'espèce *O. auriceps* Meigen remplit cette condition, et de plus est un parasite connu d'*Aelia acuminata* (Michalk, 1938 *a* : 4 individus ; Tischler, 1938-1939 : 4 et 2 individus), quoiqu'apparemment moins fréquent que *Cystogaster globosa* F. (Nielsen, 1916 ; Manninger, 1933 ; Meyer, 1937 ; Michalk, 1938 *a* ; Tischler, 1938-1939...).

Je ne tiens pas pour impossible qu'*Ocyptera sp. A.* = *O. auriceps* Meigen, mais en l'absence d'autre certitude, je m'abstiendrai, pour le moment, de publier le détail des données relatives à la morphologie préimaginale de l'espèce.

β) *Biologie.* — Je n'ai pas noté de signes extérieurs de la présence du parasite, car d'une part *Ocyptera* pond probablement dans son hôte (J. Pantel, 1910, p. 95), d'autre part, j'ai observé soit des larves II, soit de jeunes larves III, lesquelles ne sont pas encore capables de distendre anormalement l'abdomen de leur hôte.

J'ai, en général, observé que les larves dans l'abdomen de l'hôte étaient en position inverse. Les meilleures de mes dissections m'ont permis d'observer le siphon respiratoire qui unit les stigmates postérieurs de la larve II (P38) ou III (P42, P43) au thorax de son hôte (c'est-à-dire sans doute à un sac aérien ou une trachée de celui-ci).

Dans un cas (P47), j'ai trouvé une larve qui n'était pas en position inverse, mais bien la tête dirigée vers l'avant de son hôte. Ce fait (et aussi l'observation d'exuvies II [P42, P47] au milieu des viscères d'hôtes de larves III) me permet de penser que la larve d'*Ocyptera sp. A*, quoique munie d'un siphon respiratoire, jouit d'une certaine autonomie de mouvements dans son hôte. Pantel le pensait aussi d'ailleurs, qui écrit (1910, p. 123) à propos de la « gaine trachéenne » de *Gymnosoma rotundatum :* « La première dépouille du parasite est abandonnée dans la partie proximale de la gaine où il est ordinairement facile de la retrouver. La seconde peut rester dans la partie distale ou être rejetée parmi les viscères de l'hôte (*Piezodorus*), *circonstance qui suppose de la part de la larve une certaine liberté.* » (V. aussi ci-dessus l'observation relative à *O. brassicaria* chez *Peribalus vernalis*).

Les lésions anatomiques observées sont de même ordre que celles décrites chez *Eurydema oleracea*, à cela près que j'ai examiné chez *Aelia* des larves en moyenne plus jeunes, ce qui me laisse croire que les larves d'*Ocyptera sp. A* sont plus volontiers et plus précocement sarcophages que celles de *Clytiomyia continua*. Une autre circonstance importante est que les larves observées (surtout stades II en fin mai et jeunes stades III au début juin) représentent probablement une génération printanière, dont l'action castrante n'a pu commencer à se manifester qu'après le début de l'activité génitale de l'hôte, d'où une action en moyenne moins marquée que celle des larves hivernantes, et des dégâts apparemment moins profonds.

Selon les cas, j'ai observé des ovaires *détruits* (sarcophagie) ou *réduits*, voire *plaqués* contre la paroi ventrale de l'abdomen ; de même pour les testicules. Ceux-ci ne sont jamais turgescents, et les œufs ne sont pas serrés et en grand nombre comme chez les témoins : la castration parasitaire reste donc appréciable, quoique plus faible.

4° **Helomyia lateralis** *Mg. parasite d'***Aelia acuminata**

Les larves au stade III : P30 et P41 ont été rapportées à *Helomyia lateralis* après examen de leur armature bucco-pharyngienne, l'armature de la larve III de l'espèce ayant été figurée par I. A. Rubtzov dans son récent travail (1947, p. 97, fig. 10 F.) (Voir diverses précisions morphologiques dans la seconde partie du présent travail).

Rubtzov (*l. c.*, p. 98) a déjà signalé *Aelia acuminata* comme hôte d'*Helomyia lateralis*.

Les larves P32 et P35 (stades II) ne sont rapportables qu'avec

beaucoup de doutes à *Helomyia lateralis ;* aussi, les ai-je considérées comme *incertæ sedis.* Les lésions anatomiques produites chez les hôtes étaient les suivantes :

P30 : ovaires de l'hôte sans aucun œuf, plaqués contre le tégument de l'abdomen ; tube digestif en partie détruit. — P32 : testicules presque intacts. — P35 : ovaires n'ayant que des œufs très rudimentaires. - P41 : un testicule réduit, l'autre détruit. — Les larves observées étaient en position inverse dans l'hôte ; le siphon respiratoire de P32 fut observé.

B. - REMARQUES SUR QUELQUES POINTS DE LA BIOLOGIE DES Phasiinæ *CIMICOPHAGES*

A. — Sexe des Hétéroptères parasités

Mon précédent travail (1947 *a*, p. 313-314) fait état de huit hôtes de sexe connu qui sont tous des ♀♀. J'ai relevé depuis les cas suivants où le sexe de l'hôte est reconnaissable (sur une figure) ou est explicitement observé :

— 1 ♂ d'*Aelia acuminata* L. parasité par *Cystogaster globosa* F. (fig. 21, p. 17, de J. C. Nielsen, 1916).

— 1 ♂ de *Blissus leucopterus* Say parasité par *Allophora* (*Hyalomyia*) *aldrichi* Townsend (P. Luginbill, 1922, p. 14).

— 1 ♂ d'*Eurygaster integriceps* Puton parasité par *Phasia crassipennis* F. (fig. 7, p. 185, de W. Zwölfer, 1932).

— 1 ♂ d'*Aelia rostrata* Bohem. parasité par un *Phasiinæ* indéterminable (fig. 34, p. 579, de E. Malenotti, 1933).

— 1 ♂ de *Spathocera dalmani* Schill, hôte (?) de *Gymnosoma nitens* Meigen (O. Michalk, 1938 *a*, p. 256).

— 1 ♂ d'*Arma custos* F., hôte de *Phania vittata* Meigen (O. Michalk, 1938 *a*, p. 258).

— 1 ♀ de *Sehirus bicolor* L., hôte de *Clytiomyia pellucens* F. (O. Michalk, 1940, p. 166).

— 61 ♀, 15 ♂ d'*Eurygaster integriceps* Puton, hôtes d'*Allophora subcoleoptrata* L. et *Helomyia lateralis* Meigen (D. M. Fedotov, 1944, p. 135).

Enfin, les précédentes données biologiques intéressent les parasites de :

— 1 ♂, 2 ♀♀ de *Tropicoris rufipes* L.
— 5 ♂, 1 ♀ de *Peribalus vernalis* Wolff.
— 2 ♂♂ de *Dolycoris baccarum* L.
— 1 ♂, 1 ♀ de *Palomena prasina* L.

1 ♀, de *Piezodorus lituratus* F.
8 ♂, 12 ♀♀, d'*Eurydema oleracea* L.
1 ♂, 1 ♀, de *Mesocerus marginatus* L.
— 7 ♂, 12 ♀, d'*Aelia acuminata* L.

On arrive donc à un total de 100 ♀ et 46 ♂ pour les Hétéroptères de sexe connu, hôte de *Phasiinæ*.

Ces chiffres, obtenus grâce aux données d'auteurs différents sur des espèces variées d'hôtes et de parasites, en des conditions écologiques et saisonnières assez diverses, ont, par là même, une *valeur moyenne* plus significative que ceux d'un dénombrement qui aurait été effectué à une date déterminée sur une population unique.

C'est pourquoi je crois pouvoir avancer que, si effectivement les ♂ semblent moins parasités que les ♀, ils ne sont pas pour autant attaqués dans une proportion négligeable.

Dans les cas où l'on a observé une infime proportion de ♂ parasités (F. B. Milliken et F. M. Wadley, 1923, p. 31, chez *Nysius cricæ* Schill. hôte d'*Allophora* [*Hyalomyia*] *aldrichi* Townsd.), il conviendrait de rechercher le déterminisme de ce fait (facteur spécifique tenant à l'hôte ou au parasite ? facteur saisonnier en rapport avec les cycles vitaux et génitaux des deux sexes de l'hôte ? etc...).

Un autre cas est celui observé par R. C. Rainey (1947) d'*Allophora nasalis* Bezzi et *Bogosiella fasciata* F. qui parasitent dans des proportions *équivalentes* les imagos ♂♂ et ♀♀ de *Dysdercus nigrofasciatus* Stål (l'observation porte sur des milliers d'individus, mais sur deux mois seulement). Rainey note en outre que la sortie des parasites est plus précoce chez les *Dysdercus* ♂♂ que chez les ♀♀, ce avec quoi ne seraient pas sans rapports les dimensions nettement plus élevées des *Allophora* issues de ♀♀.

Dans mon précédent travail (*l. c.*), à la suite de mes remarques sur le sexe des hôtes de *Phasiinæ*, j'avais noté que les *Palomena prasina* L. ♀♀ (hôtes d'*Allophora aurigera* Egg.) mesurent en moyenne 13,5 mm. et les ♂♂ : 12 mm. Je signale à ce propos que j'ai publié il y a peu de temps (1947 *b*, p. 36, fig. 2 A) un polygone de fréquence rendant compte de ces chiffres établis notamment d'après mon matériel de Richelieu (I.-et-L.).

B. — Processus d'abandon de l'hôte chez les larves de Phasiinæ

Au sujet des hôtes ♂♂, quelques observations qui sont à inférer des auteurs viennent confirmer mon observation que les larves de

Phasiinæ s'échappent des punaises ♂♂ qui les hébergent en perforant la membrane connective des urites VII et VIII.

W. Zwölfer (1932, fig. 7, p. 185) a représenté une larve de *Phasia crassipennis* F. s'évadant d'*Eurygaster integriceps* Puton « durch die Analöffnung ». L'hôte est un ♂ (les gonocoxites d'une ♀ n'auraient pas manqué d'être figurés) et le parasite en sort à l'arrière de la face ventrale de l'urite VII, c'est-à-dire par la membrane intersegmentaire VII-VIII, laquelle n'a évidemment aucun rapport avec l'ouverture anale (Analöffnung) portée par l'urite XI ! Ceci est une bonne illustration de ma précédente remarque (*l. c.*, p. 307) : « ...Les auteurs fournissent, lorsqu'ils parlent de sortie par l'anus, une précision sujette à caution. Comment croire, en effet, que ces derniers auteurs ont bien en vue l'orifice anal proprement dit, alors qu'ils ne précisent même pas le sexe des Hémiptères observés ?... Je ne pense pas qu'il faille attribuer plus de signification au mot « anus » ainsi employé qu'à une expression telle que « extrémité postérieure », par exemple. »

E. Malenotti (1933, p. 579, fig. 34), a publié une photographie d'*Aelia rostrata* Bohem. abandonnée par un *Phasiinæ*. Cet hôte est un ♂ dont la larve de diptère, en s'évadant, a enlevé tout le bloc génito-anal ainsi que l'urite VIII, c'est-à-dire a rompu la membrane qui unit les urites VII et VIII.

D. M. Fedotov (1944, p. 135) note que la larve d'*Helomyia lateralis* Mg. s'évade d'*Eurygaster integriceps* Put. « by expulsing the host's anal segment ». Je ne vois pas de segment autre que l'urite IX ♂ (pygophore) capable d'être « expulsé » ; aussi, j'admets que, par « anal segment », Fedotov désigne cet urite. Son observation vient, dès lors, à l'appui des remarques précédentes, car le segment IX ne peut se détacher que si est rompue l'une des membranes connectives VII-VIII ou VIII-IX.

En ce qui concerne les hôtes ♀♀, je dois citer une observation de J. Pantel, qui m'a échappée lors de la rédaction de mon précédent travail. Cet auteur (1910, p. 125) note que « dans le cas de *Gymnosoma* [*rotundatum* L. parasite de *Piezodorus lituratus* F.] la blessure [due à l'évasion de celui-là] est faite dans une région moins résistante du tégument abdominal de la punaise, par exemple dans la membrane mince, qui forme à la base de l'oviscape une sorte de poche évaginable dissimulée au repos ». Pantel, vraisemblablement peu au courant de la morphologie génitale des *Pentatomidæ*, ne donne pas d'autres détails. En se référant à *Piezodorus lituratus* F. ♀, on constate que le plancher de la chambre génitale (c'est-à-dire la membrane où s'ouvrent le gonopore et le canal de la spermathèque) est capable, dans sa région antérieure, de s'évaginer en grande partie sous forme d'un volumineux sac bilobé. Ce dernier au

repos se trouve sous la pièce impaire (*triangulum* de C. VERHOEFF, 1893, p. 329) qui résulte de la fusion médiane des gonapophyses de l'urite VIII, pièce elle-même cachée par les gonocoxites VIII.

Par là même, PANTEL, comme je l'ai fait plus récemment, avait observé la sortie d'une larve de *Phasiinæ* par l'orifice vulvaire de son hôte ♀, entendant par là le passage compris entre le *triangulum* et les gonocoxites VIII et IX. L'observation de PANTEL m'eût permis, si j'y avais prêté attention plus tôt, d'affirmer plus positivement (*l. c.*, p. 308) qu'une larve de *Phasiinæ* s'évade de son hôte Pentatomide ♀, par la vulve, *après perforation préalable du plancher de la chambre génitale.*

C. — SURVIE DE L'HÔTE APRÈS LE DÉPART DU **Phasiinæ** PARASITE

J'ai montré ci-dessus que les *Eurydema oleracea* attaquées, notamment par *Clytiomyia continua,* ne survivent pas plus de 14 jours, *et assurément moins* au départ de la larve qu'elles nourrissaient. Les observations des auteurs montrent de même, qu'en général, les hétéroptères parasités ne survivent guère longtemps au départ de leur larve de *Phasiinæ*. C'est le cas entre autres de *Rhaphigaster nebulosa* Poda (L. DUFOUR, 1827 ; parasite : *Ocyptera bicolor* Ol.), de *Dolycoris baccarum* L. (J. C. NIELSEN, 1905 ; parasite : *Ocyptera brassicaria* F.), d'*Elasmucha grisea* L. (J. C. NIELSEN, 1916 ; parasite : *Clytiomyia rotundiventris* Fall.), d'*Aelia acuminata* (J. C. NIELSEN, 1916 ; parasite : *Cystogaster globosa* F.), de *Nysius ericæ* Schill. (MILLIKEN et WADLEY, 1923 ; parasite : *Allophora aldrichi* Townsend), d'*Eurygaster integriceps* Puton (W. ZWÖLFER, 1932 ; parasite : *Phasia crassipennis* F.), de *Stenocephalus agilis* Scop. (O. MICHALK, 1933 ; parasite : *Dionaea forcipata* Mg.), etc..., etc...

Une remarque de M. L. JOURDAN pourrait laisser croire que la plus ou moins rapide mort de l'hôte est en relation avec une propriété spécifique du parasite. Cet auteur écrit en effet (1935 *a*, p. 84) : « Le parasitisme de *Clytiomyia* [*helluo* F.] ne provoque pas la mort immédiate de son hôte. En cela, elle diffère d'une autre mouche tachinaire très voisine, *Gymnosoma rotundatum,* parasite d'une autre punaise des blés, *Aelia triticiperda,* et dont le parasitisme provoque sans exception la mort qui se produit au moment où la larve parasite abandonne son hôte. Cependant, si le parasitisme de *Clytiomyia* ne provoque pas la mort immédiate, il se produit un affaiblissement tel de l'*Eurygaster* que la mort ne tarde pas à se produire. Nous n'avons jamais vu de punaises parasitées survivre plus de huit jours après avoir été abandonnées par leurs parasites. »

Mais, Pantel (1910, p. 125) avait déjà observé la survie d'un *Piezodorus lituratus* F. plus de 10 jours après le départ de la larve de *G. rotundatum*, laquelle avait respecté muscles et viscères ; c'est donc que l'opposition de nature qu'implique le passage cité de Jourdan entre *Clytiomyia helluo* et G. *rotundatum* n'est pas fondée, et qu'il faut voir en un autre facteur qu'en l'espèce du parasite la cause d'une survie de l'hôte plus ou moins prolongée.

Pantel (1910, p. 125) voit dans la blessure consécutive au départ de la larve parasite une porte d'entrée à l'infection par des Entomophtorées, des Ciliées, etc... qui déterminent la mort de la punaise à plus ou moins brève échéance. C'est un facteur possible. Je voudrais attirer l'attention sur ce qui suit :

Dans la mesure où une destruction plus ou moins intense des viscères de l'hôte est fonction de la taille de celui-ci par rapport à celle de la larve parasite, je pense qu'un hôte de grande taille (*Piezodorus* par exemple) sera moins lésé qu'un hôte de petite taille (*Aelia, Eurydema*) et capable d'une survie plus longue. Ce qui ne signifie pas qu'un petit hôte complètement vidé de ses organes ne puisse survivre (ce que j'ai observé chez quelques *Eurydema oleracea* le prouve), car des *Aelia, Palomena* et *Eurydema* privées de leur abdomen survivent aisément 24 heures, ainsi qu'il m'est arrivé de le constater au cours de mes investigations morphologiques.

D. — Castration parasitaire de l'hôte

La castration parasitaire de l'hôte a été observée par L. Dufour (1827) chez *Rhaphigaster nebulosa* Poda (1), par M. I. Khlebnikova (1927, p. 208) chez *Eurydema oleracea* L., par D. M. Fedotov (1944) chez *Eurygaster integriceps* Puton, par moi-même enfin chez *Tropicoris rufipes* L. (1947 *a*, p. 312 et ci-dessus), *Eurydema oleracea* L. et *Aelia acuminata* L. (v. ci-dessus).

Ce n'est pas toutefois, malgré son apparente généralité, un phénomène constant.

C'est ainsi que Milliken et Wadley (1923, p. 31) ont dû indiquer que ce n'est qu'à peu d'exceptions près que les ♀♀ de *Nysius ericæ* Schill. attaquées par *Allophora aldrichi* Townsd ne pondent pas (2).

(1) *Rhaphigaster nebulosa* Poda, 1761 = *R. griseus* F., 1803 (employé dans mon précédent mémoire pp. 310, etc.).

(2) Voir aussi les observations de Vassiliev (1913) (citées in *Rev. Appl. Ent.*, A. I, p. 449), selon lesquelles *Eurygaster integriceps*, hôte de *Phasia crassipennis* et d'*Helomyia lateralis*, peut quelquefois pondre malgré l'action de ceux-ci.

H. N. Worthley (1924, p. 14) a montré que les *Anasa tristis* De Geer parasitées par *Trichopoda pennipes* F. sont les unes capables de pondre, et les autres pas.

Les *Anasa* qui déposent des œufs ne renferment qu'une larve parasite jeune, qui ne les attaqua qu'après le début de leur activité génitale. Les *Anasa* qui ne pondent pas sont celles chez lesquelles a hiverné la larve parasite, ce qui ne permit jamais les processus de l'activité génitale de l'hôte (1).

Mes observations précédentes sur *Eurydema oleracea* et *Aelia acuminata* et leur comparaison (p. 15) confirment qu'il y a — et ceci est *a priori* fort normal — une différence de degré dans l'action du parasite selon qu'il a hiverné (forte castration parasitaire) ou non (moindre castration) dans son hôte. Là encore, toutefois, il faut citer des faits ne cadrant pas avec ce qui paraît général. C'est ainsi que W. Zwölfer (1932, pp. 184-185) a noté que quelques-unes des *Eurygaster integriceps* dans lesquelles hiverne *Phasia crassipennis* F. sont encore capables, après le départ du parasite, de s'accoupler, puis de pondre un nombre d'œufs d'ailleurs restreint dont la plupart sont stériles, mais dont une certaine proportion est toutefois capable de développement (22) !

E. — Hivernage des larves dans l'hôte

L'hivernage des larves (2) de *Phasiinæ* dans leurs hôtes a été observé par des auteurs trop nombreux pour que je puisse les citer tous. Je me bornerai à rapporter les données précises existantes quant au stade auquel hivernent les parasites.

J. C. Nielsen (1909, pp. 81, 121 ; 1919, pp. 257, 260) a observé qu' *Ocyptera brassicaria* F. hiverne au second stade chez *Dolycoris baccarum* L. J'ai indiqué ci-dessus qu'elle fait de même chez *Peribalus vernalis* Wolff et *Palomena prasina* L.

Nielsen (1916, p. 20 ; 1919, p. 260) a également observé l'hivernage au stade II de *Gymnosoma rotundatum* L. chez *Chlorochroa juniperina* L. Le même diptère hiverne toujours au stade II chez *Palomena prasina* L. (W. Tischler, 1938, p. 353), chez *Peribalus vernalis* Wolff, *Eurydema oleracea* L. (C. Dupuis, v. ci-dessus).

Clytiomyia (*Subclytia*) *rotundiventris* Fall. hiverne au stade II (Nielsen, 1919, p. 260) et de même font chez *Eurydema oleracea* L.

(1) Voir encore les travaux de R. L. Beard (1940 *a*, *b*, 1942) sur *Trichopoda pennipes* F., parasite d'*Anasa tristis* D. G., travaux dont je n'ai pu faire état dans le présent travail.

(2) L'hivernage a quelquefois lieu au stade nymphal ; *cf.* p. 7.

l'espèce voisine *Clytiomyia continua* Panz. et *Ocyptera sp. A* (C. Dupuis, v. ci-dessus).

Allophora aurigera Egg., enfin, hiverne au stade II chez *Palomena prasina* L. (C. Dupuis, v. ci-dessus).

Tous ces faits sont convergents et je pense qu'on en peut conclure que lorsqu'une larve de *Phasiinæ* cimicophage hiverne dans son hôte, elle y hiverne au stade II. De quelle propriété physiologique propre au stade II dépend cette faculté ? A cette question qui fait tout l'intérêt de la constatation précédente, il est difficile de donner une bonne réponse, car les données sur la vie entomobie des *Phasiinæ* cimicophages sont bien rudimentaires encore. On conçoit que l'hivernage n'ait pas lieu au stade III, stade de métabolisme intense, voire de sarcophagie, chez les Diptères parasites en général. Au point de vue physiologique, il semble qu'il faut admettre que chez les *Phasiinæ* cimicophages, c'est le second qui est le stade du métabolisme paresseux, de la vie ralentie, de la plus grande résistance aux conditions défavorables, le stade le plus long également (plusieurs mois selon Nielsen, 1919, p. 257). Ce n'est pas en général le cas, mais Pantel notait déjà en 1910 (p. 172) : « Le stade II est généralement court ; c'est un stade de transition, marqué surtout par l'établissement de conditions respiratoires mieux adaptées à un métabolisme actif. Pourtant, chez plusieurs espèces, c'est précisément celui-là qui se prolonge et devient la période de plus grande résistance » (1).

F. — Modalités de la ponte et systématique des **Phasiinæ**

Des *Phasiinæ* cimicophages suivants, on sait avec certitude qu'ils pondent sur le tégument de leur hôte un œuf court macrotype :

1° *Gymnosoma rotundatum* L. (J. Pantel, 1910, p. 34 ; J. C. Nielsen, 1916, p. 20 ; O. Michalk, 1935, p. 134, 1938 *a*, p. 257 ; W. Tischler, 1939, p. 353).

2° *Phasia crassipennis* F. (I. V. Vassiliev, 1913).

3° *Cystogaster globosa* F. (J. C. Nielsen, 1916, p. 17 ; W. Tischler, 1939, p. 352).

4° *Clytiomyia* (*Subclytia*) *rotundiventris* Fall. (J. C. Nielsen, 1916, p. 21).

5. *Gymnosoma fuliginosa* R. D. (D. J. Caffrey et G. W. Barber, 1919, p. 29 ; A. W. Morrill, 1907, p. 11).

(1) Le *résumé anglais* du récent travail de I. A. Rubtzov (1947, p. 100) fait état de l'hivernage d'*Helomyia lateralis* au stade I chez *Eurygaster integriceps* Puton., mais le texte russe comporte un doute (stade I ou II ?) (*l. c.*, p. 99).

6° *Trichopoda pennipes* F. (H. N. Worthley, 1924, p. 10).

7° *Clytiomyia* (s. str.) *continua* Panz. (M. I. Khlebnikova, 1927, p. 208 ; v. aussi ci-dessus p. 10).

8° *Clytiomyia* (*Heliozeta*) *pellucens* Fall. (O. Michalk, 1933, p. 128).

9° *Clytiomyia* (s. str.) *helluo* F. (M. L. Jourdan, 1935, p. 84).

10° *Gymnosoma* (*Stylogymnomyia*) *nitens* F. (O. Michalk, 1938 *a*, p. 256 ; 1940, p. 163 ; E. Otten, 1940, p. 323).

Ces espèces dont J. Pantel (1910, p. 34), avait examiné quatre (*G. rotundatum, G. nitens, P. crassipennis, C. globosa*), sont toutes à ranger dans le groupe éthologique I de cet auteur.

Ce groupe de Tachinaires, qui ne renferme pas d'ailleurs que les quelques espèces holarctiques citées, est défini par le mode de ponte et par divers caractères anatomiques (notamment un utérus postérieur sans rôle incubateur) (*cf.* Pantel, 1910, pp. 34 et suivantes).

Au groupe VIII de Pantel (1910, p. 94), appartient, par définition, *Weberia curvicauda* Fall., qui introduit « dans le corps de l'hôte, au moyen d'instruments de perforation et d'inoculation réunis, des larves écloses ou sur le point d'éclore ». Selon W. Baer (1921, p. 394), les espèces des genres *Freraea, Bessaria* et *Phania* appartiendraient aussi au groupe VIII (*Weberia, Freraea* et *Besseria* sont des *Phasiinæ* parasites de coléoptères ; *Phania vittata* Meigen a été obtenue du Pentatomide *Arma custos* F. [*Asopinæ*] par O. Michalk (1933, p. 129 ; 1938 *a*, p. 258). Le groupe éthologique IX de Pantel (1910, p. 94) est défini comme comprenant les « espèces dépourvues d'appareil incubateur interne, pourvues de pièces acroabdominales cornées de forme variable et paraissant introduire dans l'hôte des œufs non développés ». Il comprend, selon Pantel, d'une part les *Allophora* (*hemiptera* F., *aurigera* Egger, *obesa* F.), d'autre part les *Ocyptera* (*brassicaria* F.).

Les espèces du genre *Xysta* restent un peu *incertæ sedis*, car si Pantel admet *X. holosericea* F. dans le groupe IX au voisinage d'*Allophora*, il place, quoiqu'avec doute, *Xysta grandis* Egg. et *X. semicana* Egg. dans le groupe I.

Ces données, quoique très fragmentaires, n'en présentent pas moins un réel intérêt pour la solution d'une question qui se pose quant à la place systématique des *Allophora*.

J. Villeneuve (1924, p. 31) a réparti les *Phasiinæ* en un certain nombre de sections, dont les deux premières sont :

1° La section *Phasia*, formée des genres *Phasia* Latr., *Allophora* R.D. (*Allophora* s. str., *Phorantha* Rond., *Hyalomyia* R.D.), *Helomyia* R.D., *Clytiomyia* Rond. (*Clytiomyia* s. str., *Subclytia* Pandellé), *Tamiclea* Macquart, *Xysta* Meigen.

2° La section *Gymnosoma* avec *Gymnosoma* Meigen et *Cystogaster* Latreille.

L. Mesnil (1939, pp. 59-60) a repris ce groupement, en écartant du groupe I les genres *Tamiclea* et *Xysta*.

Entre temps, N. Baranoff (1929, p. 18) (1) était arrivé, après une étude comparée de la morphologie abdominale et génitale des ♂♂ et surtout des ♀♀, au groupement suivant, notablement différent :

Groupe I : *Phasia, Clytiomyia, Gymnosoma, Cystogaster, Tamiclea.*
Groupe II : *Xysta.*
Groupe III : *Allophora, Helomyia.*

Sa conclusion (*l. c.*) est la suivante : « Meine Untersuchungen bestätigen im Wesentlichen die Villeneuve'sche Gruppierung, besonders die Richtigkeit des Einreihens der *Ocyptera* in die Subfamilie *Phasiinæ*. Nur kann ich nicht die *Phasia*-ähnlichen mit den *Allophora*-ähnlichen in ein und der selben Gruppe vereinigen und für *Gymnosoma* eine selbständige Gruppe aufrechterhalten. »

D'après ce qui précède, l'éthologie confirme le point de vue de Baranoff : les *Gymnosoma* et *Cystogaster* sont, quant à leur mode de ponte, plus voisins des *Phasia* et *Clytiomyia* que ne le sont les *Allophora*.

J'ai tenu à exposer cette question, car ma conclusion est confirmée par les données de la morphologie larvaire (v. ci-après) : les armatures bucco-pharyngiennes des larves de *Phasia, Cystogaster, Gymnosoma* et *Clytiomyia* paraissent immédiatement apparentées, tandis que celle d'*Allophora* est fort différente à première vue, ne serait-ce que par la partie antérieure de l'aile dorsale de la pièce basilaire qui remonte loin au-dessus de la pièce intermédiaire des larves III et II.

En ce qui concerne les genres *Xysta, Tamiclea*, il m'est impossible d'aborder pour le moment la question de leur position systématique, les données biologiques et morphologiques étant trop restreintes.

Quant à d'autres considérations sur la systématique des *Phasiinæ* en général, on se reportera à la fin de mon étude morphologique ci-après.

(*à suivre*).

(1) Ce travail de Baranoff, que je n'avais précédemment pu me procurer, m'a été envoyé de Zagreb par M. le Dr O. Trausmiller, Chef de la section de Parasitologie de l'Institut d'Hygiène (Higijenski Zavod) à qui je renouvelle ici tous mes remerciements.

LA RÉACTION DE L'HOMME AUX PIQURES DE MOUSTIQUES

Par J. CALLOT

K. Mellanby a montré (1946, p. 554) qu'un sujet étant piqué pour la première fois par un moustique donné (*Ædes ægypti* L.) présente une réaction locale du type tardif (24 heures). Si la piqûre est répétée pendant un mois environ, la réaction du sujet devient différente, en ce sens qu'il présente une réaction du type immédiat qui disparaît, puis, au bout de 20 à 24 heures, apparaît, toujours localement, une réaction du type tardif.

Si l'expérience est prolongée on voit disparaître la réaction tardive et seule persiste la réaction de type immédiat.

Enfin, après plusieurs mois de piqûres répétées, toute réaction peut disparaître.

Ce qui peut se résumer sur le tableau suivant donné par l'auteur :

	Réaction immédiate	Réaction tardive
Stade I	—	+
Stade II	+	+
Stade III	+	—
Stade IV	—	—

Avec *Anopheles maculipennis atroparvus*, la réaction de type IV n'a pu être obtenue expérimentalement, mais aurait été observée naturellement chez certains sujets.

A propos de cette communication publiée dans la correspondance de *Nature*, le Dr Bristowe, sous la même forme, a soulevé le problème de l'attraction que l'homme peut exercer vis-à-vis des moustiques ; attraction qui semble variable d'un sujet à un autre. A ceci K. Mellanby a répondu que son expérimentation n'avait pas révélé de différences marquées entre les hommes, et que cette variabilité, comme le suggérait Bristowe, était peut-être due à une immunisation des sujets. Puis, toujours sous forme de « Lettre à l'Editeur » de *Nature*, C. R. Ribbands dit avoir observé des différences entre les

Ann. de Parasitologie, t. XXII, nos 3-4, 1947, p. 233-234.

hommes quant à leur pouvoir attractif sur les moustiques et que ce pouvoir peut varier chez un même sujet. Mais il ne croit pas à la complète indifférence des moustiques pour certains hommes. Il pense qu'il s'agit de sujets immunisés.

Mon expérience m'a montré qu'un sujet ayant été piqué antérieurement par *Ædes ægypti*, mais soumis à de nouvelles piqûres, après un intervalle de plusieurs mois, présente la réaction tardive (stade I : —, +). Après une interruption nouvelle de 40 jours, s'il est soumis à une nouvelle série de piqûres, il passe directement au stade III (+, —) et cet état persiste pendant trois mois malgré des piqûres quotidiennes.

Piqué par une autre espèce de Culicide (*Culex autogenicus*, Roubaud), au cours de l'expérience, la réaction produite par ce nouvel insecte est du type II (+, +), dès la première piqûre, sans passage par le stade I, ce qui indique, en même temps que la différence des antigènes inoculés, une certain affinité, puisque le sujet ne se comporte pas comme un sujet neuf.

Le stade IV, que je n'ai jamais non plus obtenu expérimentalement, pose différents problèmes. S'il est probable que des sujets y atteignent, d'autres le présentent d'emblée. Ce sont les sujets « qui ne sont pas piqués par les moustiques », ou, du moins le prétendent.

J'ai eu l'opportunité d'observer un de ces sujets. Lorsqu'il introduisait la main dans une cage contenant des *Ædes ægypti*, les moustiques le piquaient parfaitement et dans les délais normaux. Mais ce sujet, qui n'avait jamais été en contact naturel ou expérimental avec cet *Ædes*, ne présentait aucune réaction ni précoce, ni tardive.

Il ne s'agit donc pas d'un sujet « qui n'est pas piqué par les moustiques », mais qui ne réagit pas à leur piqûre, ce qui n'est pas la même chose. De nombreux hommes doivent être dans ce cas, et ceci non seulement pour les moustiques, mais aussi pour d'autres insectes. Il est souvent difficile, ou délicat d'en faire la preuve expérimentale.

Ces quelques remarques confirment donc, en général, ce que disent Mellanby et Ribbands de l'hypothétique manque d'attraction que certains sujets auraient sur les moustiques.

Bibliographie

Mellanby (K.). — Man's reaction to mosquito bites. *Nature*, London, CLVIII, 1946, p. 554.

Bristowe (W.-S.). — Man's reaction to mosquito bites. *Ibid.*, p. 750.

Mellanby (K.). — *Ibid.*, p. 751 (réponse au précédent).

Ribbands (C.-R.). — Man's reaction to mosquito bites. *Ibid.*, p. 912.

Laboratoire de Parasitologie, Faculté de Médecine, Strasbourg

LA COLORATION ÉLECTIVE DES ASCOSPORES PAR LA MÉTHODE DE KUFFERATH A FROID

Par R. VANBREUSEGHEM

Le but de cette courte note n'est pas de discréditer la méthode de Kufferath (1), telle qu'elle est pratiquée habituellement, c'est-à-dire en chauffant le frottis de levure, recouvert de fuchsine de Ziehl, jusqu'à émission de vapeurs. Le résultat obtenu est excellent, mais la technique est délicate et demande une surveillance de tous les instants pour que le colorant ne se dessèche pas sur les bords du porte-objet. M. Langeron a insisté sur ce point dans son *Précis de Mycologie* (2). Cette dessiccation, lorsqu'elle se produit, est souvent sans remède ou entraîne avec elle la nécessité d'employer de grandes quantités d'alcool lactique à 2 % pour nettoyer la préparation, en évitant toutefois de dépasser la limite de l'acido- et de l'alcoolo-résistance des ascospores. Cela n'est pas toujours facile à réaliser.

J'ai pu constater qu'il était plus simple, plus sûr et plus aisé de rechercher les ascospores dans les levures en pratiquant la méthode à froid. Je prépare le frottis de levure comme d'habitude : émulsion d'une trace de culture dans une goutte d'eau distillée stérile, suivie d'un étalement avec une pointe de pipette sur la platine chauffante. Je laisse refroidir, puis place le frottis dans un tube de Borrel rempli aux deux tiers de fuchsine de Ziehl. Après trente minutes d'immersion dans le colorant, le frottis est lavé à l'eau distillée. Je poursuis l'opération telle qu'on la pratique classiquement : décoloration par l'alcool lactique à 2 %, lavage à l'eau, coloration au bleu de Nil pendant trente secondes, lavage à l'eau et étalement de l'encre de Chine. Je signale en passant que pour obtenir un bon étalement de l'encre de Chine, j'en laisse tomber une goutte non diluée sur le frottis couvert d'un film d'eau distillée.

J'ai obtenu avec cette technique de Kufferath à froid d'excellents résultats sur plusieurs espèces de levures ascosporées. Les spores des *Debaryomyces*, entre autres, sont parfaitement mises en évi-

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 235-236.

dence. Des témoins pratiqués sur différentes espèces de levures anascosporées sont toujours restés négatifs. Le temps de coloration que j'ai adopté (30 minutes) ne doit pas être considéré comme un temps absolument obligatoire : j'ai eu des résultats similaires avec des temps allant de 15 minutes à une heure, mais il m'a paru que 30 minutes étaient le temps le meilleur.

On conçoit facilement qu'il est plus aisé, par cette légère modification apportée à la technique de Kufferath, de faire des colorations en séries sans être aussi limité dans le temps qu'avec la technique classique.

Bibliographie

Kufferath (H.). — A propos des spores de *Pseudo-saccharomyces apiculatus* (Reess-Hansen) Klöcker. *Ann. Soc. de Zymologie*, Bruxelles, I, 1929, p. 214-218.

Langeron (M.). — *Précis de Mycologie*, Paris, Masson et Cie, 1945, cf. p. 421.

Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris (Directeur : Prof E. Brumpt), Section de Mycologie (Chef de Service : Dr M. Langeron).

ESSAIS DE REMPLACEMENT DU MILIEU D'ÉPREUVE GLYCOSÉ DE SABOURAUD PAR LA GÉLOSE CZAPEK-DOX

Par **Risto PÄTIÄLÄ**

En étudiant des cultures de *Trichophyton sulphureum*, isolées par moi en Finlande, je me suis servi, sur le conseil de M. Langeron, de divers milieux, entre autres du Czapek-Dox gélosé.

J'ai alors remarqué que, sur ce milieu, les vrilles de ce dermatophyte étaient très nettes et bien développées, quoique petites, tandis que sur milieux naturels, tels que les grains d'orge ou le froment, on n'observait pas de vrilles, comme on aurait pourtant pu s'y attendre, d'après Langeron et Milochevitch (1930). Cette constatation m'a amené à étudier le développement d'autres dermatophytes sur le Czapek-Dox gélosé.

Comme termes de comparaison, j'ai pris le milieu d'épreuve glycosé de Sabouraud, mais modifié par Langeron, avec seulement 2 p. 100 de glycose.

Le milieu de Czapek a été préparé suivant la formule de Dox (1910) :

Eau	1.000 cm^3
Nitrate de sodium	3 gr.
Phosphate bipotassique	1 gr.
Sulfate de magnésium	0 gr. 5
Chlorure de potassium	0 gr. 5
Sulfate de protoxyde de fer	0 gr. 01
Sucrose (saccharose, sucre ordinaire)	30 gr.
Gélose	15 à 20 gr.

J'ai préparé aussi une autre formule de milieu de Czapek-Dox, en remplaçant les 30 gr. de sucrose par 20 gr. de glycose. Je désignerai ce milieu sous le nom de Czapek glycosé.

Mon but était de rechercher si d'autres milieux pouvaient fournir, pour les divers genres et espèces de dermatophytes, des images

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 237-241.

aussi typiques que celles données par le milieu d'épreuve glycosé de Sabouraud.

J'ai effectué ces recherches sur les espèces suivantes :

Sabouraudites	*Ctenomyces*	*Trichophyton*	*Epidermophyton*
audouini	*asteroides*	*crateriforme*	*floccosum*
gypseus	*granulosus*	*sulphureum*	
gallinæ	*lacticolor*	*rubrum*	
	persicolor	*violaceum*	
	interdigitalis	*ferrugineum*	
	radians	*album*	

Je n'ai pas cherché à savoir d'où provient la différence de croissance sur les divers milieux. Je ne me suis préoccupé que de l'aspect des colonies et des différences morphologiques microscopiques, ainsi que de l'apparition éventuelle du pléomorphisme.

L'examen macroscopique des colonies a été effectué au bout de 4, 7, 14, 21, 28 et 50 jours ; l'examen microscopique, après une, deux et trois semaines. J'ai effectué en outre des cultures sur lames gélosées, d'après Rivalier et Seydel, en ensemençant trois lames de chaque espèce et en les examinant ou bout d'une, deux et trois semaines.

Au bout de quatre jours, les *Sabouraudites* et *Ctenomyces* avaient déjà formé des colonies très nettes sur la gélose glycosée à 2 p. 100, tandis qu'on ne voyait encore que des filaments sur les deux milieux de Czapek, sucrosé et glycosé.

Au bout de sept jours, les colonies étaient bien visibles sur les trois milieux ; néanmoins, elles étaient plus petites sur les deux milieux du type Czapek. La différence de coloration n'était pas particulièrement notable.

Sabouraudites

1. *S. audouini.* — Après 14 jours, larges colonies luxuriantes sur gélose glycosée, tandis que sur les deux milieux du type Czapek, on ne voyait aucun développement superficiel, toute la croissance ayant eu lieu *à l'intérieur* de la gélose (*croissance immergée*).

2. *S. gypseus.* — Colonies couleur lilas à la surface du milieu de

Sabouraud, avec tendance au pléomorphisme. Colonies grises sur les deux milieux de Czapek.

3. *S. gallinæ.* — Larges colonies très développées sur gélose glycosée. Sur Czapek, croissance superficielle très faible, croissance profonde remplissant le tube.

Ctenomyces

1. *C. asteroides.* — Sur gélose glycosée, colonies bien développées, en partie granuleuses, en partie duveteuses. Sur Czapek, colonies bien développées, duveteuses, grisâtres.

2. *C. granulosus.* — Colonies blanches et duveteuses sur gélose glycosée, immergées et granuleuses sur les deux formules de Czapek.

3. *C. lacticolor.* — Grandes colonies duveteuses sur gélose glycosée, immergées et granuleuses sur les deux formules de Czapek.

4. *C. persicolor.* — Grandes colonies, pigmentées normalement, sur gélose glycosée, immergées et incolores sur les deux formules de Czapek.

5. *C. interdigitalis.* — Sur gélose glycosée, larges colonies blanches ; sur les deux formules de Czapek, colonies à peine visibles et grises en surface, à bords blancs, immergées et granuleuses.

6. *C. radians.* — Sur gélose glycosée, larges colonies opaques, avec rayons sur les bords et filaments stériles au centre. Sur les deux formules de Czapek, grandes colonies immergées, transparentes, à surface saupoudrée de flocons neigeux.

Trichophyton

1. *T. crateriforme.* — Sur gélose glycosée, larges colonies blondes ; sur les deux formules de Czapek, colonies en mince couche grisâtre.

2. *T. sulphureum.* — Sur gélose glycosée, colonies jaunes, cratériformes ; sur les deux formules de Czapek, colonies farineuses, jaunâtres.

3. *T. rubrum.* — Grandes colonies, très pigmentées, sur gélose glycosée ; sur les deux formules de Czapek, colonies immergées, peu pigmentées, à peine duveteuses à la surface.

4. *T. violaceum.* — Sur gélose glycosée, petites colonies incolores, bleuâtres par endroits ; sur les deux formules de Czapek, très petites colonies immergées, à surface rougeâtre.

5. *T. ferrugineum.* — Sur gélose glycosée, grandes colonies rouil-

lées, rayonnées, un peu surélevées. Sur les deux formules de Czapek, colonies à peine visibles en surface, immergées, peu colorées, formant un disque jaune de 1 cm. environ de diamètre, entouré d'une frange grise de 2 mm.

6. *T. album.* — Sur gélose glycosée, colonies luisantes, grises, larges de 1 cm., hautes de 5 mm. Sur Czapek au sucrose, petites colonies à peine surélevées (1 mm.) ; sur Czapek glycosé, colonies entièrement *immergées.*

Epidermophyton

E. floccosum. — Sur gélose glycosée, larges colonies jaunâtres, un peu pléomorphisées (duvet blanc). Sur les deux formules de Czapek, couche mince d'un duvet ressemblant à la fourrure de lemming, plus dense au centre.

D'une manière générale, la croissance des dermatophytes, sur les deux formules de Czapek sucrosé et glycosé, était plus lente que sur milieu glycosé et l'aspect des colonies ne correspondait pas aux belles images typiques, décrites par Sabouraud. En outre, surtout sur Czapek glycosé, les colonies avaient une grande tendance à se développer *en profondeur* et non en surface (*colonies immergées*).

Examen microscopique. — Malgré les espoirs qu'avait fait naître l'examen microscopique des colonies de *Trichophyton sulphureum*, développé sur milieu de Czapek gélosé, ce milieu ne se montra pas capable de produire une image morphologique complète.

Sabouraudites. — Très peu de différences dans les résultats obtenus avec les deux catégories de milieux.

Ctenomyces. — Morphologie microscopique meilleure sur Czapek, parce que les aleuries, se développant en moins grand nombre, ne cachaient pas les autres détails.

Trichophyton. — La morphologie microscopique, sur les deux formules de Czapek, se rapproche un peu de celle que donnent les milieux naturels.

Epidermophyton. — Même résultat pour les trois milieux.

En général, le Czapek glycosé a donné beaucoup de chlamydospores, mais n'a pu développer une image morphologique typique.

Pléomorphisme. — Il est resté nul sur le Czapek sucrosé, tandis qu'il s'est montré aussi bien sur milieu glycosé peptoné que sur Czapek glycosé. Ceci confirme les conclusions de Langeron et Milochevitch en ce qui concerne l'action favorisante du glycose sur le développement du pléomorphisme chez les dermatophytes.

Résumé

Il résulte de ces observations que les milieux d'épreuve de Sabouraud restent la base de l'étude des dermatophytes. Le milieu de Czapek, sucrosé ou glycosé, ne peut fournir l'aspect macroscopique typique, nécessaire pour la détermination des dermatophytes. Le Czapek original (sucrosé) peut donner une morphologie microscopique suffisante, ce que ne peut faire le Czapek glycosé, qui est donc tout à fait impropre à l'étude des dermatophytes.

Bibliographie

Dox (A.-W.). — The intracellular enzymes of *Penicillium* and *Aspergillus* with special reference to those of *P. camemberti*. *Bull. U.S. Dept. Agric. Bur. animal industry*, n° 120, 1910.

Langeron (M.) et Milochevitch (S.). — Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides. Essai de classification. *Ann. de paras.*, VIII, 1930, p. 465-508, pl. XVII-XXVI.

Pätiälä (R.). — Sur un cas de trichophytie produit par le *Trichophyton sulphureum* en Finlande. *Ann. de paras.*, XXI, 1946, p. 336-337.

Sabouraud (R.). — *Les teignes*, Paris, Masson et Cie, 1910.

Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris (Directeur : Prof. E. Brumpt), Section de Mycologie médicale (Chef de service : Dr M. Langeron).

ESSAI SUR LES FORMES GÉOMÉTRIQUES DES COLONIES DE CERTAINS CHAMPIGNONS PATHOGÈNES

Par BERTHOLD WEISSBERG

On est frappé par la forme régulière, géométrique, des colonies d'un grand nombre de champignons. Il s'agit de chercher une explication pour cette régularité, sa constance sous des conditions identiques et sa variabilité avec les changements des conditions extérieures. Rappelons d'abord quelques exemples de ces colonies géométriques.

Dans un premier groupe, la colonie est divisée en plusieurs secteurs par des plis ou des sillons *radiaires.* Ainsi, la colonie de *Microsporon audouini* se présente sous l'aspect d'un gâteau plat,

A B C

FIG. 1. — Colonies divisées en secteurs par des plis ou des sillons radiaires : A, *Microsporum audouini ;* des sillons circulaires : B, *Trichophyton tonsurans;* C, *Microsporum circulus centrum.*

sillonné par des plis rayonnants qui partent d'une petite saillie centrale (fig. 1, A).

Un deuxième groupe se caractérise par la présence de plis, de sillons ou des anneaux *circulaires,* concentriques. Exemple : les colonies de *Trichophyton tonsurans* ou de *Microsporon circulus-centrum* (fig. 1, B et C).

Dans un troisième groupe, enfin, les colonies ont des formes un peu plus compliquées. Ainsi, la colonie de *Trichophyton polygonum* est ronde et cratériforme au début, pour devenir ensuite polygonale et pour finir le plus souvent comme tétragone plus ou moins régulier. Autres exemples : *Trichophyton rosaceum,* dont les colonies

ANN. DE PARASITOLOGIE, T. XXII, Nos 3-4, 1947, p. 242-253.

revêtent des formes en rosette, ou *Hemispora stellata,* qui forme dans la nature des disques couverts de conidiophores, dessinant à leur surface des étoiles ou des marguerites (fig. 2, D, E, F).

Enfin, dernier exemple, la culture de *Ctenomyces persicolor* est d'abord ronde, et devient ensuite polygonale et étoilée, divisée en secteurs plus ou moins réguliers par des incisures radiaires (fig. 3).

On trouve ci-joint une liste des principaux champignons pathogènes à colonies plus ou moins régulières. Un certain nombre de colonies cérébriformes a été inclus dans cette liste, car on a souvent l'impression que cette plicature cérébriforme pourrait être quelque chose de secondaire, dû à un manque de place pour un épanouissement plus régulier des hyphes.

Fig. 2. — Colonies polygonales ou en rosette : D, *Trichophyton polygonum ;* E, *T. rosaceum ;* F, *Hemispora stellata.*

Fig. 3. — *Ctenomyces persicolor :* colonie polygonale, divisée en secteurs par des incisures radiaires.

Hyphomycètes

I. Microsiphonés :

Sreptomyces : striation radiaire ; *S. decussatus :* colonies en forme de petites croix.

II. Thallosporés :

Arthrosporés.

Geotrichoïdes : G. rabesalama : colonies étoilées ; *G. versiformis :* colonies rayonnantes ou vermiculées.

Trichosporon : T. asteroides : colonies rayonnantes, cratériformes à la fin.

Blastosporés.

Candida : C. albicans : parfois sillons peu profonds.

III. Hémisporés :

Hemispora : H. stellata : dans la nature, le mycelium forme des disques de 0,2 à 2,5 mm. de diamètre, sessiles, couverts de conidiophores dessinant à leur surface des étoiles ou des marguerites en relief.

IV. Conidiosporés :

Cephalosporium : C. kiliense : colonies rayonnées ; *C. stümeri :* faisceaux de filaments et quelques sillons profonds, rayonnants.
Cladosporium : C. penicilliodes : cérébriformes.
Hormodendron : H. langeroni : sillons rayonnants et circulaires.
Malbranchea : M. kambayashii : cratériforme, sillonnée à la périphérie.

Ascomycètes

I. Hémiascomycètes :

Debaryomyces.
D. guilliermondi : colonies rondes à bords semi-sinueux.

II. Plectomycètes :

Achorion :
A. formoseum : partie aérienne plissée, partie végétant dans le milieu, émet des prolongement radiés.
A. schönleini : ressemble à la morille.
A. schönleini : var. *mongolica :* disque à contour frangé, émettant quelques rayons irréguliers.

Ctenomyces :
C. denticulatus : tapis rond frangé de denticulations.
C. eriotrephon : cratère entouré de plis rayonnants.
C. farinulentus : disque ombiliqué, coupé de radiations plus ou moins creuses. Souvent à la périphérie, auréole de rayons immergés.
Sur gélose peptonée sans sucre : d'abord coupole aplatie, puis découpée à la périphérie par des rayons qui se multiplient si la colonie vieillit.
C. granulosus : disque avec ombilic radié au centre ; surface granuleuse. Sur peptone à 3 0/0, pourtour denticulé.
C. lacticolor : disque avec des cannelures radiées, parfois plus irrégulier.
C. mentagrophytes : centre entouré d'une auréole. Sillons rayonnants. Périphérie : nombreuses prolongations fines.
C. persicolor : rond, puis polygonal et étoilé, divisé en secteurs plus ou moins réguliers par des incisures radiées. Sur milieu peptoné : bords déchiquetés, élégants et à surface marquée de cercles concentriques.
C. radians : ombiliqué au centre, entouré à la périphérie par un grand nombre de fins rayons ondulés.
C. radiolatus : ressemble beaucoup à *C. mentagrophytes.*
C. radioplicatus : plis rayonnants, n'atteignant pas la périphérie.

Microsporum :

M. audouini : disque sillonné par des plis radiaires.
M. circiluscentrum : centre blanc entouré de cercles de différentes couleurs.
M. equinum : colonie radiée de plis profonds qui, au centre, se contournent et se chiffonnent. Sur moût de bière gélosé, plicatures godronnées très régulières.
M. lanosum : aire centrale entourée d'un anneau de duvet blanc en relief. Pourtour à rayons immergés.
M. pubescens : umbo central, puis petite aire divisée par des cannelures en 3 ou 4 secteurs. En dehors, large anneau de duvet.
M. tomentosum : ombilic polygonal ourlé, au centre un petit umbo. Surface partagée en secteurs par des fossettes radiées.
M. umbonatum : forme ronde du bouclier antique, partagé en secteurs par des fossettes rayonnées (forme florale !).
M. villosum : disque de 6 centimètres, dont le centre plat montre l'ébauche de sillons radiés. Autour du centre, couronne de petits mamelons, entourée de sillons immergés.

Trichophyton :

T. effractum : ressemble à une fleur.
T. exsiccatum : cratère à large liseré, coupé de plis radiaires.
T. fuscum et *T. sulcatum :* d'abord cratériformes, s'affaissent ensuite et présentent des sillons rayonnants, anguleux, à angles droits ou aigus. Plus tard, frange homogène, non sillonnée.
T. polygonum : d'abord cratériforme, devient polygonal. Presque toujours quadrilatère. Surface chiffonnée à gros plis.
T. regulare : « On dirait une roue, dont le moyeu aurait été enlevé. »
T. sabouraudi : cône aplati, découpé en secteurs par des cannelures radiées.
T. tonsurans : le centre se creuse en capsule, les bords se relèvent.
T. langeroni : rayons épais, immergés, ramifiés, et masse centrale entourée d'îlots formés par les portions émergées des rayons.
T. areolatum : d'abord comme *T. sabouraudi*, à la fin cocarde.
T. gourvili : couvert de plis et de circonvolutions.
T. lanoroseum : pigment en anneaux.
T. multicolor : cérébriforme, polychrome.
T. plurizoniforme : surface très radiée, marquée de zones pigmentées.
T. rubrum : cannelures radiées.
T. violaceum : sillons ridés.
T. flavum (*cerebriforme*) : ressemble assez à *T. tonsurans*. Rayons poudreux dans la périphérie, aspect cérébriforme.
T. plicatile : périphérie moins rayonnée.
T. megnini (*rosaceum*) : secteurs qui ont tendance à s'arrondir.
T. vinosum : umbo au centre, puis radié, ourlé à la périphérie.

T. album : zone centrale faviforme, auréole poudreuse blanche et auréole incolore de rayons immergés.
Penicillium : cercles concentriques dans certaines conditions.

Il se pose naturellement la question de savoir quel mécanisme intime pourrait bien présider à la génèse de ces formes curieuses. Lorsqu'on cherche dans la nature des formes et des dessins ressemblant à ceux qui nous intéressent, on est frappé par une analogie troublante : les colonies ressemblent aux dessins connus sous le

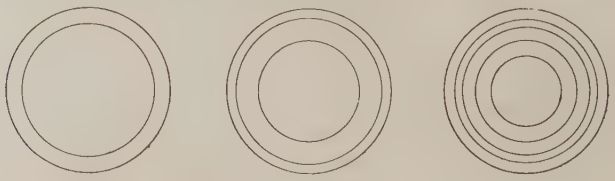


Fig. 4. — Vibrations circulaires d'un disque.

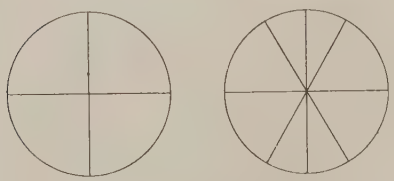


Fig. 5. — Vibrations radiaires d'un disque.
Analogie avec *Microsporum audouini.*

nom de « figures de Chladni ». On se rappelle que Chladni a eu — il y a 150 ans — le premier l'idée de mettre en évidence l'état vibratoire de plaques et de membranes, en versant du sable fin et en mettant ensuite ces plaques en vibrations à l'aide d'un archet. Le sable est chassé au niveau des ventres du mouvement ondulatoire pour s'accumuler aux lignes nodales qui restent ainsi marquées définitivement. Plus la forme de la plaque vibrante est régulière et l'oscillation provoquée simple, plus le dessin obtenu est, lui aussi, simple et régulier. On obtient ainsi, par des plaques rondes, les dessins suivants (fig. 4).

Avec l'augmentation du nombre des oscillations par seconde (c'est-à-dire de la fréquence), il se forme un nombre croissant de

cercles concentriques, correspondant aux nœuds du mouvement vibratoire. Analogie : *Trichophyton tonsurans, Trichophyton circuluscentrum.*

La figure suivante (fig. 5) représente les oscillations radiaires d'une plaque circulaire. Ici, le nombre des diamètres augmente avec la fréquence.

Enfin, il existe des figures dites de combinaison, terme un peu inexact. Voici quelques exemples (fig. 6).

Ces figures de combinaison, très fréquentes dans les expériences de Chladni, naissent sous l'influence de petites asymétries des plaques et dépendent aussi de l'endroit où l'archet a mis la plaque en

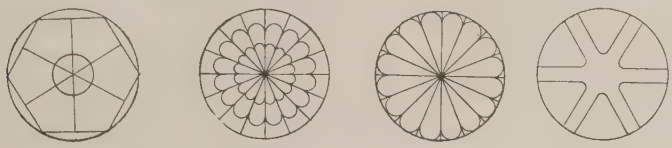


Fig. 6. — Figures de combinaison : G, *Trichophyton rosaceum* ; H, *Ctenomyces persicolor* ; I, *Hemispora stellata.*

vibration, ou des obstacles qui ont entravé le libre mouvement des plaques.

La similitude des figures de Chladni et des colonies serait-elle fortuite ? On sait que, d'après le principe de Fournier, n'importe quelle figure géométrique peut être conçue comme le résultat de la superposition d'un nombre fini ou infini de courbes sinusoïdales d'amplitude et de longueur d'onde données. Le fait qu'une figure géométrique soit imitée par un mouvement vibratoire n'aurait donc rien qui puisse surprendre. Seulement, ce serait vraiment une coïncidence assez surprenante que toutes les formes géométriques des colonies correspondent exactement à des états de vibration très simples ; s'il n'y avait pas de parenté plus profonde, on devrait s'attendre à trouver des exceptions plus fréquentes à ce parallélisme.

Etant donné que la forme géométrique d'un mouvement vibratoire reste la même dans tous les domaines de la physique et que les figures de Chladni ne sont qu'un moyen très commode pour étudier l'emplacement des nœuds et ventres d'un mouvement ondulatoire, tandis que les résultats obtenus gardent leur valeur générale par-

tout, aussi bien en acoustique qu'en électricité ou ailleurs, nous nous croyons en droit d'admettre que les colonies des champignons naissent, elles aussi, sous l'influence de phénomènes rythmiques.

Quels sont les phénomènes biologiques rythmiques qui pourraient intervenir ? On songera d'abord à l'irritation et à l'onde d'irritation. Malheureusement, l'existence de la loi du « tout ou rien » et de la phase réfractaire font de l'onde d'irritation une entité à part, qui n'a de commun avec les vraies ondes que le nom. Ces deux lois empêchent la superposition de deux ondes à phase et direction opposées, ce qui serait nécessaire pour créer des « ondes stationnaires d'irritation ». Il est vrai que la validité de ces deux lois n'est prouvée jusqu'ici que pour la fibre nerveuse et pour les tiges de certaines plantes, par exemple *Mimosa pudica*, et que leur validité pour des entités plus complexes, comme la cellule et à plus forte raison pour des agglomérations de cellules, n'est pas encore établie ; mais nous allons nous efforcer de démontrer qu'il sera peut-être possible de sauver la conception d'une relation étroite entre l'irritation possible et la morphogénèse à l'aide d'une hypothèse supplémentaire.

Toutefois, nous ne prétendons nullement que l'irritation et ses particularités de rythme puissent être seules en cause. Nous discuterons plus tard la possibilité que d'autres phénomènes rythmiques interviennent. C'est seulement à cause d'une certaine probabilité que nous avons parlé de l'irritation en premier lieu. L'hypothèse supplémentaire, dont nous allons parler, reste applicable, *mutatis mutandis*, à tous les autres phénomènes rythmiques.

Quelle que soit donc la nature du processus rythmique morphogénétique, nous nous posons la question de savoir s'il ne faut pas considérer à part, d'un côté le processus rythmique et d'autre part les moyens de sa propagation. Les phénomènes de l'irritation et la plupart, sinon tous les processus biologiques rythmiques, s'accompagnent de l'apparition de courants d'action locaux, et il se peut que ces courants locaux se chargent de la propagation, de la distribution et de la synchronisation des phénomènes rythmiques proprement dits. Quelques exemples rendront cette idée plus claire.

Des cellules de *Nitella*, en suspension dans une goutte d'eau, montrent, après quelques minutes, une parfaite synchronisation de leurs phénomènes rythmiques. On admet que des courants d'action, passant par l'eau de la goutte, se chargent de ce rôle de synchronisateurs. Autre exemple : les ondes céphaliques, enregistrées simultanément à partir des deux hémisphères, sont synchrones. Ce synchronisme disparaît après séparation des deux hémisphères par le couteau. Il réapparaît si l'on applique les deux faces du cerveau

l'une sur l'autre. C'est la couche capillaire du liquide se trouvant entre les deux tranches qui s'est chargée de la transmission du courant d'action, indépendamment de toute structure vivante.

Il se peut donc que l'électricité soit le vecteur qui relie entre eux les divers éléments doués de rythmicité. Il se peut que l'irritabilité de la cellule soit le moteur de la rythmicité, mais que des phénomènes à part, c'est-à-dire les courants d'action locaux, se chargent des fonctions de propagation, de distribution et de synchronisation. Ces courants locaux, se dispersant essentiellemeent dans les espaces intercellulaires, formeraient, en se superposant, une sorte de champ électrique, qui serait donc un champ d'excitation extracellulaire et non un champ d'irritation intracellulaire. Ces courants locaux sont

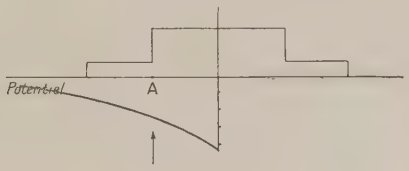


FIG. 7. — Gradient du potentiel.

superposables, à l'encontre des courants d'action intercellulaires proprement dits, et indépendants, dans une certaine mesure, de l'état d'irritation des fibres mycéliennes. La loi du « tout ou rien » n'existe pas pour ce « champ d'excitation morphogénétique ».

L'existence d'un champ d'excitation (et non d'irritation !) expliquerait facilement le fait que les tropismes des hyphes changent dans les colonies si souvent brusquement leur sens. Admettons que dans un cas donné l'intensité du courant d'excitation diminue du centre de la colonie vers la périphérie, d'après un gradient symbolisé dans le dessin suivant par un trait fort (fig. 7).

Au point A, l'intensité du potentiel tombe au-dessous du seuil de l'irritabilité. La loi du « tout ou rien », restant valable pour les hyphes, celles-ci ne sont plus excitées à partir de cet endroit, d'où changement de la direction de leurs tropismes.

Nous avons déjà fait allusion à la possibilité qu'un autre phénomène rythmique que l'irritabilité puisse être à l'origine de la morphogénèse. Nous pensons en premier lieu aux intéressantes découvertes de Seifriz. Ce chercheur, travaillant sur des Myxomycètes, s'est posé la question suivante : Quelle est la pression hydraulique à l'intérieur de ce plasmode, et à quelle loi obéissent les change-

ments de cette pression, qui est le moteur des courants protoplasmatiques dans les cellules ?

La réponse obtenue était surprenante : la pression hydraulique à l'intérieur du plasmode change périodiquement. Ces changements de la pression sont d'une régularité absolue. En règle générale, on n'observe pas de simples rythmes sinusoïdaux, mais des courbes plus compliquées, dues à la superposition de plusieurs ondes de durée différente. Les courbes obtenues sont différentes dans les différentes espèces de Myxomycètes et ont pour chaque espèce des caractères définis. Les changements de la pression observés étaient de l'ordre de grandeur de 10 cm. d'eau. Seifriz a obtenu ces résultats par une méthode manométrique qui ne semble guère applicable à d'autres objets biologiques. Nous proposerons donc dans notre programme expérimental une méthode optique pour l'étude du phénomène. Il est en plus assez probable que ces changements de la pression s'accompagnent de phénomènes électriques. Tout mouvement d'un liquide visqueux donne naissance à des différences de potentiel, et, inversement, à toute différence de potentiel correspond un mouvement électro-capillaire. Il devient difficile d'y séparer cause et effet.

Il reste évidemment possible que d'autres phénomènes rythmiques interviennent.

Mais, quelle que soit la nature du processus morphogénétique, quels que soient aussi les moyens de propagation du phénomène rythmique, il est clair pour nous que cette colonie ne peut plus être un simple amoncellement de fibres isolées, mais elle est, comme la plaque vibrante, un « tout ». L'emplacement des plis, cercles, sillons, etc... dépendra d'une série de constantes, dont une sera le diamètre de la colonie, en analogie complète avec la plaque vibrante.

Cette remarque nous ramène à cette question : Sommes-nous ici peut-être en présence d'un cas particulier d'un phénomène beaucoup plus général ? On cherche toujours, en embryologie animale, une définition pour ce « tout », pour mieux comprendre cette ordonnance et harmonie merveilleuse des parties. Un phénomène comme la métamérisation trouverait, par exemple, une explication toute simple en admettant que des processus rythmiques soient à son origine. Il y a de nombreuses analogies troublantes entre le comportement de corps vibrants et l'embryologie. Ainsi, pour ne citer qu'un exemple, a-t-on étudié ce qui advient à une figure de Chladni si l'on augmente peu à peu la fréquence des vibrations. Ces figures se transforment, dans un cas donné, d'après le dessin suivant (fig. 8).

Des transformations tout à fait analogues se voient en embryologie. La formation de l'œil en donne un exemple. Si l'on compare le mécanisme de l'organogénèse de l'œil avec celui de la transformation des figures de Chladni, on ne peut qu'être frappé par ce parallélisme (fig. 9).

D'ailleurs, en embryologie, il est tout à fait superflu qu'un changement quelconque de la fréquence intervienne. Le simple fait de grandir rend l'embryon « trop grand » pour une fréquence donnée.

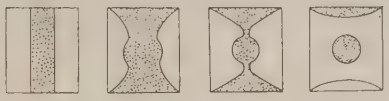


Fig. 8. – Déformation des figures de Chladni par augmentation successive de la fréquence des vibrations. Le pointillé facilite la comparaison avec la figure suivante.

Fig. 9. — Organogénèse de l'œil d'un vertébré.

Tout se passe donc comme si un changement de la fréquence s'était produit, l'embryon gardant ses dimensions.

Programme expérimental. — Cette étude doit commencer par une analyse très poussée de l'histologie des cultures. Cette partie descriptive du travail devra être complétée par l'observation de la croissance des cultures à l'aide de marques colorées, à l'instar des méthodes de Vogt employées en embryologie animale.

Ce sont toujours les méthodes classiques de l'embryologie qui doivent présider à une deuxième partie du travail, consacrée à l'étude de la croissance dans des conditions expérimentales. Il faudra examiner le comportement de morceaux de la colonie extirpés et transplantés pour éclaircir dans ce domaine les analogies possibles avec l'embryologie animale. C'est en particulier la question de la différenciation d'après le lieu de provenance ou celui de l'implantation

qu'il s'agira d'étudier. (« Ortsgemässe und Herkunfts gemässe Differenzierung » de Speeman).

La question de la régénération doit être examinée.

Les expériences demanderont une technique de culture spéciale pour pouvoir faire les opérations nécessaires aussi bien du côté libre que du côté milieu nutritif.

Pour examiner l'influence de la forme et la taille de la culture (donc l'influence du « tout »), on fera des cultures linéaires sur des fils et des cultures sur des supports de forme et taille différentes.

On étudiera dans la suite l'influence d'obstacles divers sur les cultures. On essayera d'obtenir des effets d'interférence à l'aide

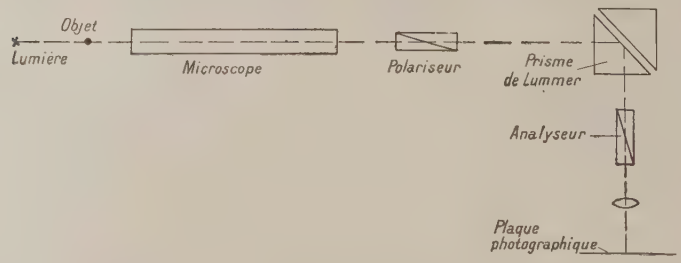


Fig. 10. — Schéma de l'appareil de Pockels.

d'obstacles appropriés pour obtenir des renseignements sur l'ordre de grandeur de la longueur d'onde de l'excitation morphogénétique, qui sera probablement d'un millimètre environ.

Quittant le domaine histologique, on examinera les phénomènes physiologiques ; en premier lieu, le comportement électrique, ceci au repos et après excitation traumatique, chimique ou électrique des colonies. On examinera l'électrotropisme des champignons soumis à des courants continus ou alternatifs d'intensité et de période données, ceci pour voir dans quelle mesure des phénomènes électriques sont à l'origine de la morphogénèse.

Il sera probablement impossible d'utiliser la méthode de Seifriz pour nos recherches. On pourrait peut-être y remédier par une méthode optique, dont voici les principes : les mouvements protoplasmiques sont à l'origine d'une double réfraction de la lumière. Ceci pour deux raisons : d'abord, parce que le mouvement d'un liquide visqueux donne naissance à la double réfraction par un phénomène d'alignement des molécules et des micelles, et, deuxièmement, parce que la matière vivante est constituée en partie par

des cristaux liquides, qui, sous l'influence d'un changement de la pression extérieure, se déforment et donnent par là de nouveau naissance à une double réfraction.

Pour mettre en évidence cette double réfraction, on pourrait employer l'appareil de Pockels, dont voici le schéma (fig. 10). L'appareil est très sensible. Il décèle la présence de traces de lumière elliptiquement polarisée jusqu'à une différence de phases de $2\pi/2.000$, par le déplacement d'une fine bande d'interférence.

On pourrait essayer d'augmenter l'effet en plaçant l'objet dans un fort champ électrique ou magnétique. On crée ainsi une double réfraction artificielle supplémentaire, dont les changements, proportionnellement plus grands, seraient à étudier.

Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris (Directeur : Prof. E. Brumpt), Section de Mycologie (Chef de service : Dr M. Langeron).

REVUE CRITIQUE

EMPLOI DES COLORANTS ACIDES EN MYCOLOGIE ET EN MICROBIOLOGIE GÉNÉRALES
COLORATION DES ASCOSPORES DES LEVURES

Par **M. LANGERON et Ph.-J. LUTERAAN**

La tradition, et aussi la routine, exigent que les microorganismes, pour être étudiés, soient colorés à l'aide de colorants basiques. Cette tradition se trouve fixée et, en quelque sorte, justifiée par l'existence de deux méthodes fondamentales que rien n'est arrivé à remplacer jusqu'ici : la méthode de Gram au violet cristal et celle de Ziehl-Neelsen à la fuchsine basique.

Ces deux méthodes resteront donc en dehors de l'exposé critique que nous allons faire. Signalons seulement que, dans les pays anglo-saxons, il y a tendance à abandonner, pour la méthode de Gram, les violets phéniqué et aniliné et à les remplacer par le *violet à l'oxalate d'ammonium*, suivant la formule donnée par G. J. Hucker (1922). On obtient ainsi un colorant beaucoup plus stable et aussi efficace, l'acide oxalique et ses sels étant de très bons adjuvants des teintures. L'un de nous a reconnu expérimentalement que l'acide oxalique à 1 p. 100 donne une grande stabilité aux solutions de colorants basiques.

Encore faut-il que ces deux méthodes soient employées judicieusement. Par exemple, on voit encore colorer les levures par la méthode de Gram et chercher, sans rire, si ces organismes prennent ou non le Gram. Il y a même des travaux d'ensemble sur la réaction de Gram qui ont été entrepris en utilisant les levures comme matériel d'étude. Pour en arriver là, il faut ignorer complètement que les levures ne peuvent donner cette réaction, parce qu'elles sont bien trop volumineuses, trop épaisses et de structure trop compliquée pour s'y prêter. La nature même de leur paroi s'y oppose et

Ann. de Parasitologie, t. XXII, n°s 3-4, 1947, p. 254-275.

les résultats ainsi obtenus sont entachés de nullité. Il y a heureusement d'autres moyens d'étudier les levures.

De même, l'emploi de la fuchsine basique phéniquée pour la coloration des ascospores des levures (méthodes de Moeller et de Kufferath) donne des résultats inconstants, comme nous le verrons plus loin, de sorte que ce procédé perd son caractère de sûreté et de généralité. En outre, il n'est pas *applicable aux cultures sur lames*, parce que la gélose se colore.

L'emploi des colorants basiques est tellement enraciné en microbiologie, qu'on les utilise même très souvent comme colorants de fond ou colorants généraux. Par exemple, on se sert volontiers, comme colorant de contraste après le violet cristal, de Ziehl dilué, liquide très altérable et dont le rouge vineux ne se distingue pas nettement du violet.

Un colorant basique intéressant et qui présente de réels avantages, tout en étant très stable, est le *bleu de toluidine* ; c'est justement celui-là qui n'est pas employé, sauf par de hardis précurseurs comme Sabrazès ou Mann.

Quant à conseiller, comme l'un de nous le fait depuis longtemps, les colorants neutres du type Giemsa, c'est se rendre coupable d'une véritable hérésie. Pourtant, ces mélanges colorent admirablement tous les microorganismes, en révélant les détails de leur structure.

Un autre colorant basique encore plus négligé est *l'azur II* (mélange de chlorhydrates d'azur et de bleu de méthylène) qu'on emploie en solution aqueuse à 1 p. 100, phéniquée à 0,5 p. 100, et qui donne des résultats égaux à ceux du bleu de Kühne.

Il existe encore un colorant basique qui mérite une mention spéciale : c'est la *safranine*. Cette azine à trois noyaux benzéniques et quatre atomes d'azote présente, sur les rosanilines, l'avantage de donner une coloration transparente et comme laquée, qui ne masque pas les détails. Par suite, elle a même été employée comme colorant de fond, pour contraster avec les violets et les bleus, mais alors on l'utilise sans mordant. C'est un colorant aussi puissant que les rosanilines, à cause de son chromophore azinique, renforcé par des auxochromes amines qui lui donnent un caractère fortement basique.

Ce n'est d'ailleurs pas seulement un colorant nucléaire délicat, c'est en outre un colorant électif pour divers éléments dits *safraninophiles :* massues de l'*Actinomyces israeli* et de l'*Actinobacillus lignieresi*, épines de la cuticule des trématodes, différenciation de l'os et du cartilage par la méthode de Schaffer, bois, liège et cutine chez les végétaux, etc, etc... Un très bon procédé pour l'utilisation de

la safranine en histologie générale est la méthode de Curtis à la *safranine picro-bleu*, qui met admirablement en évidence le collagène (en bleu) et les éléments safraninophiles (en rouge). Nous employons pour cela la safranine anilinée de Babès-Duboscq.

Il existe, en histologie normale et pathologique, des méthodes générales de coloration qui utilisent exclusivement les colorants acides. Le meilleur exemple qu'on en puisse citer est la célèbre méthode de Mann, en un temps, au bleu de méthyle-éosine, celle que l'un de nous a dénommée *Mann biacide*, pour la distinguer de l'autre méthode de Mann, à l'érythrosine-bleu de toluidine, parfois injustement désignée sous le nom de méthode de Dominici.

Le Mann biacide (1) se suffit à lui-même et met admirablement en évidence tous les éléments des tissus, en faisant ressortir en rouge brillant les corps acidophiles (hématies, granulations éosinophiles des leucocytes, massues de l'*Actinomyces israeli* et de l'*Actinobacillus lignieresi*, ascospores mûres des divers groupes d'ascomycètes, etc...).

Il y a aussi la non moins célèbre *méthode tétracide de Mallory*, en deux temps, à la fuchsine acide et au bleu de méthyle-acide phosphomolyhdique-orange G, destinée surtout à la coloration du tissu conjonctif.

Dans les célèbres *trichromiques de Pierre Masson*, en plus de l'hématoxyline, qui se borne à colorer les noyaux, le rôle essentiel est joué par deux colorants acides associés par paires (fuchsine acide et bleu de méthyle, ponceau de xylidine et bleu de méthyle, fuchsine acide et jaune de métanile).

Ces exemples prouvent que, même en histologie générale, on peut parfaitement se passer des colorants basiques.

Il peut et doit en être de même en microbiologie générale (bactériologie, mycologie, protistologie), sauf, bien entendu, en ce qui concerne les recherches de cytologie pure.

Voyons donc d'abord quels sont les colorants acides dont nous pouvons disposer. Leurs noms sont certainement bien connus ; néanmoins, il y a souvent des hésitations à cause d'une synonymie qui sévit aussi bien dans la systématique des colorants que dans celle des êtres vivants. Voici donc leur liste, suivant la classification chimique adoptée par l'un de nous dans son *Précis de microscopie* (7e édition, 1948).

(1) M. LANGERON. — *Précis de microscopie, passim.* Ce néologisme a des précédents. Par exemple le triacide d'Ehrlich, d'ailleurs complètement démodé, qui, à côté de deux colorants acides (orange G et fuchsine acide), renferme du vert de méthyle fortement basique, et, par suite, est traité de « *very pretty conundrum* » dans le *Microtomist's Vade-mecum* (10e éd., 1937, p. 168).

LISTE DES PRINCIPAUX COLORANTS ACIDES

1° Nitrés

acide picrique.
aurantia.
jaune naphtol.

2° Azoïques

a) *oxyazoïques* ..... orange G.
ponceau de xylidine.
jaune métachrome Geigy.
jaune de métanile.
azorubine.
azophloxine 2 G.
noir naphtol.
orseilline BB.
Bordeaux R.

b) *tétrazoïques* ..... écarlate R.
congo.
congo-corinthe.
rouge trypan.
bleu trypan.
bleu pyrrol.
bleu diamine.
benzo-purpurine.
benzo-azurine.
azurine brillante.
rosaazurine.
delta-purpurine (rouge diamine 3 B).
azoviolet.

3° Phénylméthanes

a) *rosanilines* ..... vert lumière.
vert solide F.C.F.
fuchsine acide
bleus de méthyle

b) *phtaléines* ..... éosines.
érythrosines.
phloxines
rose bengale.
bleu solide acide R.

Ces corps (1) donnent des colorations beaucoup plus solides que celles fournies par les colorants basiques et surtout par les thiazines.

(1) Pour se procurer ces colorants purs, s'adresser : soit aux maisons françaises : Kuhlmann (R.A.L.), Krall (*Microcolor*), soit aux établissements Geigy, de Bâle ou Gurr de Londres.

Remarques sur quelques colorants acides

1. Les *colorants nitrés* ont en général peu d'emploi. L'*acide picrique* présente le grave inconvénient de diffuser et de se substituer peu à peu aux autres colorants, sur lesquels il exerce en même temps une action destructrice.

Les *jaunes,* à quelque catégorie qu'ils appartiennent, sont en général trop pâles. Pour cette teinte, l'orange G donne de bien meilleurs résultats.

2. Parmi les *oxyazoïques,* l'*orange G* est un excellent colorant, seul ou associé à une phtaléine (érythrosine ou éosine) ou même à un bleu de méthyle avec lequel il donne une coloration de contraste. C'est aussi un différenciateur d'autres colorants acides ou basiques.

L'*orseilline BB* est un très beau colorant rouge, ainsi que le *Bordeaux R.* Comme colorant bleu, le noir naphtol fait très bien dans le procédé de Curtis (safranine-picro-bleu).

3. Les *tétrazoïques* présentent un grand choix de colorants dérivés de la benzidine, les uns bleus, les autres rouges. Parmi les bleus, nous signalerons le *bleu diamine* et le *bleu trypan,* qui s'associent très bien à la safranine dans le Curtis. Parmi les rouges, le *rouge congo,* la *benzo-purpurine* et la *delta-purpurine.*

Les oxyazoïques et les tétrazoïques, surtout les dérivés de la benzidine, sont très employés par les phytopathologistes pour la mise en évidence des filaments mycéliens dans les tissus végétaux. Mangin (1895) est le principal initiateur de l'emploi de ces colorants, qui, avec le bleu coton (sulfoné du triphénylméthane), sont devenus d'un emploi constant.

4. C'est le groupe des *phénylméthanes* qui paraît en effet avoir le plus d'avenir en microbiologie générale, tant pour les rosanilines acides (vert lumière, bleus de méthyle, fuchsine acide) que pour les phtaléines, avec toute la gamme des érythrosines, éosines, phloxines.

Malgré l'énergique défense passive de la routine, l'emploi des colorants acides commence à progresser.

Les *avantages* qu'ils présentent sont les suivants : longue conservation des solutions ; colorations solides et durables dans le baume du Canada ; manipulations propres et faciles, substituées à des méthodes particulièrement malpropres, telles que la préparation au mortier des colorants phéniqués ou les colorations par chauffage direct jusqu'à émission de vapeurs, suivies de différenciation par des acides minéraux forts, pour arriver à éliminer l'excès de colorant et nettoyer la lame. En effet, les colorants basiques (surtout les

rosanilines) produisent une teinture opaque, qui donne aux micro-organismes l'aspect de silhouettes en noir sur fond clair, avec notable exagération de leur épaisseur, et qui masque entièrement la structure interne.

Au contraire, les colorants acides sont faciles à préparer et se conservent très longtemps sans altération ; les colorations ont lieu facilement et rapidement à froid, sans fixation préalable par la chaleur. La surface des lames reste propre, de sorte qu'un lavage rapide suffit pour chasser l'excès de colorant, sans qu'il soit nécessaire d'employer les acides minéraux forts. La coloration obtenue est transparente et ne modifie ni l'aspect, ni le volume des microorganismes.

Historique

W. G. Maneval (1941) a publié le premier travail d'ensemble sur l'emploi des colorants acides en microbiologie. En effet, même la dernière édition de l'ouvrage classique de Conn et collaborateurs (*Biological stains*, 1940) ne mentionne que quelques références sur l'emploi des colorants acides ; outre les dérivés de la fluorescéine, il est question du jaune brillant comme colorant de contraste pour les bactéries acido-résistantes, du bleu solide acide R pour les bactéries du sol et du vert lumière et de l'éosine dans le colorant de Wright pour les capsules et les spores.

Le mémoire de Maneval débute par un bref historique, malheureusement incomplet pour les travaux européens, puisqu'il omet de mentionner le rôle de précurseur joué par Mangin en 1895. C'est en effet ce savant français qui a employé le premier, en histologie végétale, pour la recherche des éléments mycéliens dans les tissus, les colorants acides dérivés de la benzidine (orseilline BB, benzoazurine, azurine brillante) ou les colorants sulfonés du triphénylméthane (bleus de méthyle).

C'est seulement en 1918 que Conn colore les bactéries du sol avec du rose bengale à 1 p. 100 phéniqué. En 1921, le même auteur reconnaît la grande affinité du *rose bengale* pour le cytoplasme bactérien : affinité élective, puisque le mucus et les débris cellulaires ne sont pas colorés. Il constate ainsi la supériorité de ce colorant pour mettre en évidence la structure réelle des cellules bactériennes ; aussi propose-t-il son emploi comme colorant général en bactériologie.

Winogradsky, esprit original et indépendant, après avoir eu des déboires, au cours de ses recherches sur les bactéries du sol, avec

les colorants basiques, renonce à leur emploi et publie, en 1924, la formule de son érythrosine à 1 p. 100 phéniquée. Cette fois, il avait eu un succès complet, puisque ces bactéries, ainsi colorées électivement, tranchent sur le fond incolore ou jaunâtre des éléments minéraux ou organiques du sol. Nous avons utilisé ce colorant avec succès pour nos cultures sur lames de champignons levuriformes ou filamenteux.

Peu après, Conn et Holmer (1926) et Conn (1926) essaient l'érythrosine, le rose bengale B et onze autres dérivés du groupe de la fluorescéine. Ils trouvent que les phloxines, l'érythrosine X et le rose bengale sont de bons colorants pour les bactéries. En 1928, Conn et Holmer recommandent d'ajouter des traces d'un sel de calcium, aluminium, magnésium ou plomb, et spécialement du chlorure de calcium, aux solutions de phloxine, d'éosine, d'érythrosine et de rose bengale. Enfin, Romell (1934) fait connaître un procédé de coloration des bactéries du sol avec une solution phéniquée de bleu solide acide R.

Jusque-là, ce sont à peu près exclusivement des fluorescéines qui ont été essayées comme colorants pour les microorganismes. Maneval a considérablement étendu le champ de ces investigations et essayé systématiquement bon nombre d'autres colorants acides. Il a employé notamment : la fuchsine acide et un vert acide (vert solide FCF) isolés ou en mélange, le bleu de méthyle et l'orseilline BB.

Méthodes de Maneval (1941)

Maneval conseille vivement l'emploi des colorants acides pour l'étude des bactéries et des levures. Le mode de préparation diffère, suivant qu'il s'agit de rosanilines ou de phtaléines.

1. Rosanilines. — Les solutions doivent être phéniquées, acétifiées et additionnées de perchlorure de fer.

Solution A

Sol. aq. d'acide phénique à 5 p. 100	30 cm³
Sol. aq. d'acide acétique à 20 p. 100	8-10 cm³
Perchlorure de fer à 30 p. 100	4 cm³

Les rosanilines sont employées en solutions à 1 p. 100 dans l'eau distillée, on ajoute le colorant, à la totalité de la solution A, dans les proportions suivantes :

Fuchsine acide à 1 p. 100	1-2 cm³
Bleu de méthyle à 1 p. 100	2-8 cm³
Vert lumière à 1 p. 100	2-8 cm³
(ou vert solide F.C.F.)	

Pour les autres rosanilines et pour l'orseilline BB, la solution A sera employée *sans perchlorure de fer* (1). On lui ajoutera :

Bleu solide acide R à 1 p. 100	15 cm³
ou Orselline BB à 1 p. 100	5 cm³

2. **Phtaléines.** — Ce sont l'éosine, l'érythrosine, la phloxine et le rose bengale.

Solution B

Acide phénique	5 gr.
Eau distillée	100 cm³
Phtaléines	1 gr.

Verser ensuite, goutte à goutte, VI-VIII gouttes d'acide acétique à 20 p. 100, jusqu'à apparition d'un nuage, puis 20-50 cm³ d'alcool à 95°. Si le nuage ne disparaît pas, ajouter *une trace* d'ammoniaque avec une aiguille de verre.

Colorations

Maneval conseille l'usage général de la fuchsine acide et du vert solide. Mais il faut prendre de grandes précautions avec la fuchsine acide, extrêmement sensible aux moindres traces d'alcalinité : elle est rapidement décolorée, même par l'eau de conduite un peu calcaire. Beaucoup de personnes trouvent les verts peu agréables à l'œil, bien qu'ils donnent un excellent contraste avec la fuchsine acide.

Les étalements ou frottis doivent être parfaitement desséchés, mais *non fixés*.

1. *Mordancer*, par la solution A avant le bleu acide, l'orseilline et le rose bengale, puis laver à l'eau.

2. *Colorer :* en *dix secondes à une minute* pour la fuchsine acide et les verts ou pour la fuchsine acide suivie d'un vert ; en *deux à trois minutes* pour l'érythrosine et le bleu acide.

(1) On peut préparer de même, avec l'eau phéniquée acétique, *sans perchlorure de fer*, des *colorants basiques*, par exemple avec 2 à 3 cm³ de *thionine* à 1 p. 100 ou 2 cm³ de *safranine* à 1 p. 100. La thionine acide a déjà été proposée par Frost (*in* Heuricl 1947) pour la coloration des microcultures de bactéries (eau dist. 400 cm³, phénol 2 gr., 5, acide acétique glacial 20 cm³, thionine 1 gr.).

3. *Différencier* au besoin en quelques secondes par le colorant de fond (1).

Le vert solide FCF décolore très vite les fluorescéines et l'orseilline BB, plus lentement la fuchsine acide.

Le rose bengale et l'orseilline décolorent les bleus et le vert solide un peu moins vite.

Coloration des spores des bactéries

Mordancer pendant trois minutes par la solution A, puis laver.

Colorer en trois à cinq minutes par un des colorants rouges, puis laver.

Différencier en quelques secondes par un vert acide.

Coloration des ascospores des levures

Mordancer pendant trois minutes par la solution A, puis laver.

Colorer par l'orseilline BB ou le rose bengale, puis laver. Appliquer ensuite une légère couche d'encre de Chine diluée ou de nigrosine à 1 p. 100 et sécher.

Recherches personnelles

Coloration des ascospores des levures

Nos recherches sur les colorants acides ont été entreprises à propos de la coloration des ascospores des levures. En effet, cette question présente une importance particulière. On sait que la recherche des ascospores est la première donnée à établir pour la détermination des levures et champignons levuriformes. En effet, si la levure en question donne des ascospores, il est facile de la placer dans le cadre des espèces déjà connues, les épreuves biologiques de fermentation et d'assimilation ne venant plus que comme complément de la détermination. Mais, si la levure ne donne pas d'ascospores, on devra chercher sa place parmi les levures anascosporées, et alors les épreuves biologiques passent au premier rang.

En réalité, les choses sont encore plus compliquées, parce que la formation des ascospores est un phénomène capricieux. Si elles apparaissent, le résultat positif est définitivement acquis, tandis qu'en leur absence un doute subsiste toujours, puisque cette absence peut être fortuite et due aux conditions de culture.

(1) Il s'agit ici d'une *différenciation par substitution*, sur laquelle nous reviendrons plus loin.

Milieu optimum pour la production des ascospores des levures et culture sur lames gélosées. — On sait qu'une des conditions qui favorisent l'apparition des ascospores des levures est l'inanition. Pour produire cette dernière, plusieurs procédés ont été imaginés. Le plus ancien est celui des blocs de plâtre : ces blocs ou disques, obtenus en coulant dans un moule approprié du plâtre gâché assez épais, sont placés dans un récipient plat recouvert d'une cloche ou plus simplement dans des boîtes de Petri. On a soin de les mouiller d'eau stérile. La couche de levures développées sur milieu glosé est prélevée à la spatule et étalée sur le disque de plâtre. Les levures, ainsi privées de nourriture, mais maintenues en atmosphère humide, ne tardent pas, la plupart du temps, à former des ascospores, surtout lorsqu'il s'agit de *Saccharomyces*. Ce procédé antique, assez grossier et nécessitant un matériel encombrant, n'a pas tardé à être remplacé par la culture sur gélose inclinée, en milieu très pauvre. C'est ainsi qu'est né en 1908 le milieu de Gorodkova, glycosé à 1 p. 100.

On a aussi conseillé un moyen encore plus simple, c'est l'examen du contenu de très vieux tubes de cultures de levures, non encore desséchés. Théoriquement, l'épuisement du milieu devrait provoquer l'apparition des ascospores. Pratiquement, on trouve surtout des cadavres de levures dont le contenu est en état de désintégration, d'où les méprises dont ont été victimes Todd et Hermann, Windisch et d'autres.

Il ne semble pas qu'on ait songé à un moyen très simple d'affamer les levures et de les amener à sporuler : c'est de les cultiver sur une couche très mince de milieu nutritif qui ne peut que s'épuiser rapidement. Pour réaliser cette couche mince, la culture sur lames gélosées, suivant la méthode de Rivalier et Seydel, est un procédé de choix, à condition d'assurer un état hygrométrique suffisant. Le milieu sera une gélose peptonée à 1 p. 100 et glycosée à 2 ou même 1 p. 100 comme dans la formule de Gorodkova.

Par ce moyen, nous avons obtenu, d'une manière constante, une abondante production d'ascospores, même avec les *Debaryomyces*.

Le seul inconvénient, d'ailleurs bien léger, des cultures sur lames est qu'elles ne permettent pas l'emploi des colorants basiques, parce que ces derniers teignent aussi la couche de gélose.

Il y a donc le plus grand intérêt, non seulement à cultiver les levures sur des milieux favorables à la production des ascospores, mais encore à pouvoir déceler leur présence à coup sûr, même si elles sont très peu nombreuses. Pour cela, il y a bien l'examen direct, dans l'eau ou mieux dans le Lugol fort. Ce procédé peut

suffire pour les *Saccharomyces*, en particulier pour les très nombreuses formes du *S. cerevisiæ*, chez lesquelles les ascospores sont en général très visibles et très nombreuses. Mais cette méthode risque d'être inopérante pour des levures telles que les *Debaryomyces* qui sont de petite taille et chez lesquelles l'ascospore unique peut être difficile à distinguer d'une vacuole glycogénique, même à un grossissement suffisant. Des zymologistes très exercés peuvent surmonter cette difficulté, mais elle arrête toujours les débutants.

Si l'on sort des levures ascosporées véritables pour passer aux anascosporées, que dire des cas dans lesquels certains observateurs ont cru voir des ascospores et les ont même décrites avec de grands détails ? Laissant de côté certaines confusions grossières, nous ne nous occuperons que des cas réellement critiques. La question reste encore en suspens pour les *Mycoderma*, les découvertes annoncées par Baltatu (1939-1940) demandant confirmation. Mais il y a deux autres cas pour lesquels l'erreur paraît manifeste.

D'abord, *Torulopsis neoformans* (= *histolytica*), agent d'une blastomycose humaine cosmopolite et généralement mortelle. Notons tout de suite que les colonies de cette levure ont tout à fait l'aspect de celles des autres *Torulopsis :* elles sont crémeuses, jaunâtres et coulantes. Aucun des nombreux spécialistes qui les ont étudiées n'y ont jamais trouvé d'ascospores. Pourtant, en 1936, Todd et Hermann ont annoncé avoir découvert ces ascospores. Ils ont même décrit une sorte de cycle à 34 phases, qui ne correspond à rien de ce que l'on sait de précis sur la formation des ascospores chez les levures, d'après les travaux de Guilliermond, Stelling-Dekker et de tous les spécialistes qui ont étudié cette question de cytologie.

Les observations de Todd et Hermann ont été faites à l'état frais, *sans coloration*. Les dessins sont grossiers et tout à fait dépourvus de précision : leur interprétation manifeste, de la part des auteurs, beaucoup d'imagination. Il ne semble pas qu'ils aient cherché, comme il aurait été logique, la présence d'ascospores chez d'autres représentants du genre *Torulopsis*. Ils se sont contentés de faire, contre toute vraisemblance, du *Torulopsis neoformans* un *Debaryomyces*. Cette opinion a été acceptée par un nombre restreint d'auteurs, pour les uns avec réticence, pour d'autres, notamment en Italie, avec faveur. L'un de nous a exprimé son avis sur la question dans son *Précis de Mycologie* (1945, p. 524).

Un autre exemple nous est fourni par la découverte, annoncée par E. Windisch (1938 et 1940), d'ascospores chez *Torulopsis pulcherrima* et *Candida tropicalis*. Ces ascospores se formeraient dans

des chlamydospores, par un processus qui n'est pas précisé. Il y aurait un cycle à 28 phases, qui, pas plus que celui de Todd et Hermann, ne correspond à rien de ce qui est connu chez les levures. Ces observations ont été faites à l'état frais, *sans coloration*, et les figures publiées ne sont pas plus convaincantes que celles de Todd et Hermann. Le caractère auquel il est attribué le plus d'importance est la présence de la « coque vidée » des asques, les ascospores étant « difficiles à voir » à cause de l'épiplasme (?) qui les enveloppe. Ces « coques vidées » seraient surtout fréquentes dans les vieilles cultures. En réalité, celles-ci renferment toujours de nombreux cadavres de levures qu'il est bien facile de confondre, avec un peu d'imagination, avec des enveloppes d'asques.

Les preuves cytologiques de la copulation de ces ascospores sont tout à fait insuffisantes et se réduisent à des affirmations, alors que, pour des questions de cette nature, l'hématoxyline ferrique seule peut mettre les faits en évidence. Aussi les figures données ne sont-elles pas du tout démonstratives.

Il y a aussi la question des *chlamydospores*. Evidemment, elles existent chez *Torulopsis pulcherrima* et sont connues depuis l'aurore des recherches zymologiques. Ce sont les belles cellules « *pulcherrima* », levures à graisse de Beijerinck, immédiatement reconnaissables à leur volume, leur réfringence, leur paroi épaisse, leur contenu lipidique, facilement colorable par le soudan III (bleu coton-soudan au lactophénol). Jusqu'à plus ample informé, elles sont considérées comme donnant, au moment propice, un tube germinatif. Mais elles peuvent aussi mourir sur place et prendre alors l'aspect de « coques vides ».

Pour *Candida tropicalis*, la présence de chlamydospores n'a jamais été signalée et reste tout à fait douteuse. Il y a bien des chlamydospores, nombreuses et évidentes, chez *Candida albicans* et ses satellites (*C. triadis*, *C. stellatoidea*), mais les spécialistes de la zymologie, notamment ceux de Baarn, n'en ont jamais rencontré chez *C. tropicalis*, espèce facilement reconnaissable à ses longues chaînettes de pseudo-conidies, à sa croissance en voile épais dans le lait qu'elle ne coagule pas et à ses caractères fermentatifs.

Nous donnons ces deux exemples avec détails pour montrer combien il est nécessaire et urgent de posséder une ou plusieurs méthodes électives et *sûres* pour la coloration des ascospores des levures. On évitera ainsi la publication de nouveaux travaux erronés, dont, malgré la critique, il reste toujours quelque influence, en vertu de l'autorité de la chose imprimée et aussi de la crédulité de beaucoup de biologistes.

Principes de la coloration des ascospores

La paroi des ascospores *mûres* se montre en général, chez la plupart des ascomycètes, *acidophile,* c'est-à-dire qu'elle se colore électivement par les colorants acides, notamment par les phtaléines du groupe de la fluorescéine (éosines, érythrosines, phloxines). Elle retient aussi ces colorants énergiquement, vis-à-vis des différenciateurs acides, et fait ainsi preuve d'une certaine acido-résistance.

Par exemple, si l'on colore par le Mann biacide des coupes d'un périthèce floconneux d'un *Arachniotus* (*A. ruber*), les asques, bien délimités par leurs groupes d'ascospores, montrent celles-ci colorées par une gamme de tons allant du rose vif au bleu violacé, cette dernière teinte étant celle des ascospores immatures, tandis que les ascospores mûres ressortent en rose vif. Il en est de même pour des périthèces d'*Aspergillus malignus* ou d'*A. nidulans :* on observe les mêmes réactions dans les périthèces des pyrénomycètes et les apothécies des pézizales.

C'est cette propriété des ascospores *mûres,* révélée par le Mann biacide, depuis longtemps remarquée et signalée par l'un de nous, qui nous a amené à employer les colorants acides pour la coloration des ascospores des levures.

Les ascospores des *Saccharomyces,* dont on a tenté la coloration le plus anciennement et le plus fréquemment, présentent encore une autre propriété, signalée par Beauverie dès 1917. C'est une très forte *acido-alcoolo-alcalino-résistance* après coloration par la fuchsine basique phéniquée. C'est sur cette propriété que repose l'emploi des deux méthodes classiques de Moeller et de Kufferath, destinées surtout aux ascospores des *Saccharomyces.* Si bizarre que ce soit, on les colore comme des bacilles tuberculeux, bien que leur paroi ne paraisse pas renfermer d'acide mycolique.

Critique des anciennes méthodes

1. Méthode de Moeller. — Cette méthode n'a pas été créée pour les ascospores des levures. C'est tout simplement un très vieux procédé de coloration des spores des bactéries, adapté plus ou moins bien à la coloration des ascospores.

A notre point de vue, cette méthode pèche par la base et n'est plus soutenable en ce qui concerne les levures. La préparation, fixée par la chaleur, est d'abord traitée par le chloroforme, puis lavée à l'eau (qui enlève difficilement le chloroforme très peu soluble), et enfin plongée pendant deux minutes dans une solution aqueuse d'*acide chromique à 5 p. 100,* puis lavée de nouveau à l'eau.

On ne saisit pas très bien la raison de ce traitement par l'acide chromique, surtout à une pareille concentration. On sait, en effet, depuis plus de 60 ans :

1° que l'acide chromique *dissocie* à la concentration de 0,01 à 0,20 p. 100 ; qu'il *fixe* de 0,20 à 0,50 p. 100 ; qu'il *dissocie* de nouveau aux environs de 1 p. 100, puis *devient destructeur à partir de 2 à 3 p. 100,* par suite de sa propriété oxydante ;

2° que l'acide chromique *gêne ou empêche la plupart des colorations*, surtout par les couleurs d'aniliné, par suite de la formation de sesquioxyde de chrome, réaction qui n'a pas lieu lorsqu'il est combiné à d'autres acides dans des mélanges fixateurs, dont le prototype est le mélange chromo-acéto-osmique de Flemming (1884). Cet inconvénient est porté au maximum lorsque l'acide chromique n'est pas éliminé par un lavage prolongé à l'eau courante.

Il faut donc que les ascospores des *Saccharomyces* possèdent une vigoureuse affinité pour la fuchsine basique, pour pouvoir être colorées après un pareil traitement.

La suite de la coloration est celle de la méthode de Ziehl-Neelsen pour la coloration du bacille tuberculeux : coloration à chaud par la fuchsine basique phéniquée, décoloration par un acide minéral fort (acide sulfurique à 5 p. 100), dont l'effet destructeur s'ajoute à celui de l'acide chromique, et enfin coloration du fond par une solution quelconque de bleu de méthylène.

2. Méthode de Kufferath (1929). — Elle est très analogue à celle de Moeller, mais les principaux inconvénients, dont l'emploi de l'acide chromique, en ont été supprimés. Elle a été légèrement modifiée et simplifiée par Langeron et Guerra (1938), dont voici la façon de procéder :

Fixation de la préparation par la chaleur, à la température de l'ébullition, coïncidant avec l'étalement.

Coloration classique à chaud par la fuchsine phéniquée de Ziehl.

Différenciation par l'alcool chlorhydrique à 1 p. 100 ou mieux par l'*alcool lactique* à 2 p. 100, beaucoup moins brutal.

Coloration du fond par le chlorhydrate de bleu de Nil à 1 p. 100, le seul bleu qui ne soit pas décoloré par l'encre de Chine.

Laver à l'eau et étaler, sur la préparation séchée, une couche bien uniforme d'encre de Chine diluée, qui, par contraste, précise les contours des asques.

Cette méthode colore parfaitement les ascospores *mûres* des *Saccharomyces*, qui apparaissent en rouge vif, les asques et les blastospores étant d'un bleu-verdâtre pâle.

Si la méthode de Kufferath colorait aussi bien les ascospores de toutes les levures ascosporées, il ne serait pas utile de chercher d'autres procédés. Malheureusement, en dehors des *Saccharomyces*, elle est souvent en défaut. C'est ainsi qu'elle ne colore absolument pas les ascospores si caractéristiques du *Schizosaccharomyces octosparus*, facilement colorables en bleu par le Lugol ou par le bleu coton au lactophénol.

En outre, les petites ascospores des *Debaryomyces*, levures que l'on rencontre si fréquemment, sont colorées très irrégulièrement et rarement d'une manière suffisamment élective pour être reconnues sans hésitation.

R. Vanbreuseghem a proposé récemment d'effectuer la coloration de Kufferath à froid, en faisant agir la fuchsine basique pendant 30 minutes, puis achevant comme plus haut. Les résultats ont été très satisfaisants, même pour les *Debaryomyces* (voir plus haut ce même fascicule).

3. **Méthode de P. H. H. Gray (1941).** — Cette méthode est beaucoup plus simple que les précédentes, mais elle emploie encore des colorants basiques. La solution colorante est un mélange :

Vert malachite	0 gr. 50
Fuchsine basique	0 gr. 05
Eau distillée	100 cm³

Les cellules végétatives des levures se colorent en violet, les ascospores en bleu verdâtre. Ce colorant n'est pas seulement destiné aux ascospores des levures, mais aux spores et éléments végétatifs de tous les microorganismes.

4. **Méthode de Mac Clung (1943).** — Cette méthode emploie séparément et successivement deux colorants basiques :

A. Vert malachite	1 gr.
Eau phéniquée à 1 p. 100	100 cm³
B. Safranine	0 gr. 5
Eau distillée	100 cm³

Etaler, sécher et fixer par la chaleur.

Colorer par A en deux minutes et en chauffant avec précaution jusqu'à émission de vapeurs.

Laver en une minute à l'eau courante.

Colorer par B en 30 secondes, laver, sécher.

Les ascospores sont vertes sur fond rouge.

Ces deux dernières méthodes constituent un progrès par leur simplicité, la dernière surtout donne de bons résultats.

5. F. de Almeida et C. da Silva Lacaz (1943) colorent par le Ziehl, différencient par l'alcool-acide (chlorhydrique ou lactique), colorent le fond par le bleu de méthylène, puis traitent, comme E. Weiss, par le Lugol fort qui achève de mettre en évidence les ascospores.

Ces auteurs obtiennent rapidement des ascospores en cultivant les levures en eau de *fécule de pommes de terre,* au lieu de l'eau de pommes de terre préconisée par Langeron et Talice (1932).

6. E. Weiss (1933) a proposé l'emploi d'un mordant avant la coloration par colorants basiques pour mieux assurer la distinction entre les éléments végétatifs et les spores des champignons.

Le mordant est ainsi composé :

A. Alcool à 95°	100 cm³
Tanin	100 gr.
B. Formol à 50 p. 100	92 cm³ 5
Acide acétique cristallisable	7 cm³ 5

Pour l'emploi, mélanger une partie de A avec deux parties de B.

Mordançage. — Verser le mordant sur la lame et chauffer pendant cinq minutes, jusqu'à émission de vapeurs, puis laver à l'eau chaude.

Coloration. — On peut colorer par le bleu de Löffler, le violet cristal, le vert brillant, la fuchsine de Ziehl ou la safranine. Chauffer pendant trois à cinq minutes, jusqu'à émission de vapeurs, puis laver à l'eau. Weiss intensifiait déjà la coloration en terminant par le Lugol fort.

Pour les *spores* (et les *ascospores*), mordancer comme plus haut, colorer par le bleu de méthylène ou le vert brillant, à chaud, puis *différencier* par un alcool acidifié à 1 p. 100 (par un acide minéral ou organique).

Colorer le fond par le Ziehl ou la safranine en 30 secondes, jusqu'à teinte rougeâtre. Laver à l'eau courante. Les éléments végétatifs sont rouges, les spores bleues ou vertes.

Méthodes proposées

Nos critiques visent surtout l'emploi à chaud de colorants tels que le violet cristal phéniqué et la fuchsine basique phéniquée (Ziehl), parce qu'ils sont impropres à la coloration des cultures sur lames gélosées et parce qu'ils ne donnent pas (sauf pour les *Saccharomyces*) de coloration absolument sûre des ascospores.

1. Colorants basiques

On peut cependant se servir de colorants basiques, associés à d'autres colorants acides ou basiques, et obtenir avec sûreté des colorations très électives d'ascospores, même avec les *Debaryomyces*. Mais *ces colorants ne peuvent servir pour les cultures sur lames*.

Il faut choisir, parmi ces colorants, ceux qui ne nécessitent pas l'emploi de puissants différenciateurs à base d'acides minéraux et qui ne produisent pas sur les levures une coloration opaque, comme les deux mélanges précités.

On s'adressera donc, par exemple, au bleu de méthylène, sous la forme de *bleu phéniqué de Kühne*, ou encore à l'*azur II*, légèrement phéniqué.

Un autre colorant basique, à la fois très puissant et donnant des colorations transparentes, est la safranine, qu'on emploiera sous la forme de *safranine anilinée* de Babès-Duboscq, pour colorer les ascospores, et de *safranine* à 1 p. 100 dans l'eau, comme colorant de fond et différenciateur. D'ailleurs, avec ces colorants basiques, la différenciation se fera le plus souvent par substitution.

Bleu de méthylène phéniqué de Kühne

Nous avons associé avec succès le bleu phéniqué avec la *safranine* à l'eau (colorant basique) et avec l'*éosine*, l'*orseilline BB* et la *rosa azurine* (colorants acides). Voici les combinaisons qui nous ont donné les meilleurs résultats :

1. *a. Bleu phéniqué.*
   b. Safranine à 1 p. 100 dans l'eau (ou préparée suivant la formule de Maneval sans perchlorure de fer).
   Ascospores en bleu, levures en rouge.
2. *a. Bleu phéniqué.*
   b. Eosine jaunâtre à 1 p. 100 dans l'eau.
   Ascospores en bleu, levures en rouge.
3. *a. Bleu phéniqué.*
   b. Orseilline phéniquée (formule Maneval).
   Ascospores en bleu, levures en rouge, asques très nets.
4. *a. Bleu phéniqué.*
   b. Rosa azurine à l'eau à 1 p. 100.
   Ascospores en bleu, levures en rouge, asques très nets.

Ces procédés conviennent pour les étalements, mais non pour les cultures sur lames, à cause de la coloration de la gélose. Colorer

l'étalement dans l'ordre indiqué, d'abord en 30 minutes par le bleu, rincer à l'eau pour enlever l'excès de colorant, puis en une à cinq minutes par le colorant de fond. Rincer à l'eau et sécher.

Safranine anilinée

Nous avons trouvé une autre heureuse association, en traitant par le bleu coton acétique des préparations colorées d'abord par la safranine anilinée.

5. *a. Safranine anilinée vieillie* de Babes-Duboscq.
b. Bleu coton acétique.
Ascospores en rouge, levures en bleu.

Colorer, dans l'orde indiqué, d'abord 20 à 30 minutes par la safranine, rincer à l'eau pour enlever l'excès de colorant, puis colorer le fond et différencier par le bleu coton acétique, en une à cinq minutes. Rincer à l'eau et sécher.

Cette méthode donne des résultats particulièrement beaux et un vif contraste entre les ascospores rouge vif et le fond bleu.

Bleu coton acétique

Eau distillée	100 cm³
Bleu coton C4B de Poirrier	0 gr. 5
Acide acétique cristallisable	3 cm³

Différenciation par substitution. — Dans ces cinq procédés, la différenciation se produit par substitution : c'est-à-dire que le colorant de fond chasse le bleu de méthylène ou la safranine des éléments auxquels ces colorants ne sont pas énergiquement fixés et *s'y substituent* à eux. Ce phénomène est bien connu : il a été étudié par Resegotti (1888) et mentionné dans le *Microtomist's Vade-mecum* (10ᵉ édition, 1937). C'est la *coloration par soustraction* de Heidenhain et la *préoccupation tinctoriale* de Unna (Langeron, *Précis de microscopie*, 7ᵉ édition, 1948).

2. Colorants acides

Les colorants qui nous ont donné les meilleurs résultats sont : le *bleu de méthyle*, associé à l'éosine jaunâtre, à l'orseilline BB et à la safranine, puis l'*éosine de Höchst*, l'*érythrosine*, l'*orseilline BB* et la *fuchsine acide*, toutes quatre associées au bleu trypan, et enfin l'*érythrosine* associée au bleu diamine. Il est nécessaire de colorer dans l'ordre indiqué : en 30 minutes par le premier colo-

rant, destiné aux ascospores, puis, après lavage rapide à l'eau (sauf pour la fuchsine acide), en 5 minutes par le colorant de fond. Laver ensuite à l'eau et sécher. Dans certains cas, il faut encore différencier, après un rinçage rapide à l'eau, par l'orange G en solution très diluée dans l'alcool à 70°.

1. Bleu de méthyle

1. *a. Bleu de méthyle,* 30 minutes.
   b. Eosine jaunâtre à 1 p. 100 dans l'eau. Procédé particulièrement recommandé, donnant un beau contraste.
2. *a. Bleu de méthyle,* 30 minutes.
   b. Orseilline BB, formule Maneval.

Avec ces deux formules, les ascospores sont colorées en bleu, les éléments levuriformes en rouge plus ou moins foncé. Le bleu de méthyle est simplement dissous à 1 p. 100 dans l'eau distillée. Colorer dans l'ordre indiqué en laissant agir le bleu pendant 30 minutes ; rincer à l'eau pour enlever l'excès de colorant, puis colorer et différencier en une à cinq minutes par le colorant de fond. Ici encore, la différenciation a lieu par *substitution* (coloration par soustraction) (voir plus haut).

Ces formules, excellentes pour les étalements, *ne conviennent pas pour les cultures sur lames.*

2. Erythrosine

1. *a. Erythrosine phéniquée,* 10 minutes (20 à 30 minutes pour *Schizosaccharomyces octosporus*).
   b. Bleu diamine à 1 p. 100 dans l'eau.
   c. Différenciation par l'*alcool orange.*
2. *a. Erythrosine phéniquée.*
   b. Bleu trypan.
   c. Différenciation par l'*alcool orange.* Procédé recommandé comme donnant un contraste parfait.

3. Eosine

a. Eosine de Höchst à 1 p. 100 dans l'eau.
b. Bleu trypan.
c. Différenciation par l'*alcool orange.*

4. Orseilline BB (1)

a. Orseilline BB à 1 p. 100 (formule Maneval).

(1) Il est facile, avec le procédé orseilline BB-bleu trypan, de *différencier le mort du vivant :* colorer en 5 minutes par l'orseilline, laver et colorer le fond par le bleu trypan. Les parties vivantes se colorent en rose vif, les parties mortes (ou les éléments morts) en bleu pâle.

b. Bleu trypan.
c. Différenciation par l'*alcool orange.*

5. Fuchsine acide

a. Fuchsine acide à 1 p. 100 dans l'eau ; après coloration, égoutter *sans laver.*
b. Bleu trypan.
c. Différenciation par l'*alcool orange.*

Avec ces diverses formules, les ascospores sont colorées en rouge vif et les éléments levuriformes en bleu. Comme plus haut, le colorant acide rouge doit agir pendant 20 à 30 minutes ; rincer ensuite à l'eau (sauf pour la fuchsine acide qui serait décolorée), puis colorer en une à cinq minutes par le colorant bleu de fond. Différencier ensuite par l'alcool orange. Laver et sécher ou déshydrater suivant la marche habituelle pour monter au baume. Ici, la différenciation est produite à la fois par l'alcool et par un troisième colorant dissous dans cet alcool.

L'*érythrosine* à 1 p. 100 sera préparée soit suivant la formule de Maneval, soit suivant celle de Winogradsky, avec de l'eau phéniquée à 5 p. 100.

L'*orseilline BB* à 1 p. 100 sera préparée suivant la formule de Maneval.

L'*éosine de Höchst* et la *fuchsine acide* seront simplement dissoutes à 1 p. 100 dans l'eau distillée.

Le *bleu trypan* à 1 p. 100 sera préparé suivant la formule de Maneval, sans perchlorure de fer.

L'*alcool orange* est préparé en ajoutant à de l'alcool à 70° une petite quantité de solution aqueuse à 1 p. 100 d'orange G, de manière à colorer légèrement l'alcool. C'est le différenciateur qui a donné de si beaux résultats à Dobell dans sa méthode de Mann simplifiée (1919).

Chlamydospores. — L'un de nous a montré, avec P. Guerra (1938), que les chlamydospores *mûres* sont acidophiles et acido-résistantes. Plus tard (1945), il a étendu cette propriété à tous les organes sporiformes des formes parfaites ou imparfaites, faisant fonction de chlamydospores, c'est-à-dire de formes kystiques de conservation, cet enkystement pouvant avoir lieu, comme chez les protozoaires, à un stade quelconque du cycle. C'est le cas de la télentospore, et cela est si vrai qu'elle a été (et est encore) chez les Ustilaginales, prise pour une chlamydospore ; pourtant c'est elle qui assure le long stade saprophytique de champignons considérés, à tort, comme

parasites obligatoires (Ustilaginales, Urédinales). C'est encore le cas des hypnospores, oospores, zygospores qui, pour la plupart, sont des chlamydospores fonctionnelles. Les ascospores uniques des *Debaryomyces*, à paroi verruqueuse, peuvent être considérées aussi comme des chlamydospores fonctionnelles. Tous ces éléments sont justiciables des méthodes dont nous proposons l'emploi.

Résumé

Une étude critique des procédés employés jusqu'ici pour la coloration des ascospores des levures nous a amenés à renoncer aux méthodes imitées de celles qui servent à colorer les bacilles acido-résistants, notamment le bacille tuberculeux. On obtient beaucoup plus facilement des préparations très transparentes et bien contrastées, en utilisant non l'acido-résistance de la paroi des ascospores, mais son acidophilie, qui permet l'emploi de colorants acides, plus propres et plus électifs. On peut d'ailleurs employer aussi des colorants basiques autres que les épaisses solutions phéniquées qui servent aux méthodes de Gram et de Ziehl-Neelsen.

Nous recommandons, comme nous ayant donné des résultats particulièrement beaux, les procédés suivants :

1. Colorants basiques

1. Safranine anilinée de Babes-Duboscq, — bleu coton acétique.
2. Bleu de méthylène phéniqué, — orseilline BB phéniquée.
3. Bleu de méthylène phéniqué, — rosa azurine à l'eau.

2. Colorants acides

1. Bleu de méthyle à l'eau, — éosine jaunâtre à l'eau.
2. Erythrosine phéniquée, — bleu trypan phéniqué, — alcool à 70°, — orange G.
3. Fuchsine acide, — bleu trypan phéniqué, — alcool à 70°, — orange G.

Pour obtenir une production régulière et abondante d'ascospores, nous conseillons l'emploi des cultures sur lames gélosées, enduites d'une gélose glycosée pauvre à 1 ou 2 p. 100 de glycose.

Les colorants basiques ne peuvent servir que pour les étalements, parce qu'ils colorent la gélose et nécessitent des différenciateurs très acides.

Par contre, les colorants acides colorent aussi bien les cultures sur lames que les étalements.

Bibliographie

Almeida (F. de) et Lacaz (C. da Silva). — Nova contribúçao para o estudo dos ascos dos levaduras. *Anais Fac. med. S. Paulo,* XIX, 1943, 145-153, 2 pl.

Baltatu (G.-H.). — *Mycoderma* als echte Saccharomyceten. *Ztrbl. f. Bakt.*, 2e Abt., CL, 1939-1940, 196-225.

Beauverie (J.). — *C.R. Soc. de biologie,* LXXX, 1927, p. 5.

Conn (H.-J.). — The microscopic study of bacteria and fungi in soil. *N. Y. Agric. exper. Station (Geneva). Techn. Bull.,* LXIV, 1918, 1-20.

— Rose bengal as a general bacteriological stain. *J. bact.,* VI, 1921, 253-254.

— Carbol crystal violet. *Stain technology,* XXI, 1946, 31-34.

Conn (H.-J.) et collaborateurs. — *Biological stains,* 1940. Biotech. publications, Geneva, N. Y., U.S.A.

Conn (H.-J.) et Holmes (W.-C.). — Fluorescein dyes as bacterial stains, with special reference to their use in soil preparations. *Stain technology,* I, 1926, 87-95.

Frost (W. D.). — *J. infect. dis.,* XXVIII, 1921, p. 176.

Gatenby (J. Bronté) et Painter (Th.-S.). — *The microtomist's vade-mecum* (Bolles Lee), 10e édition, 1937, London, Churchill.

Gray (P.-H.-H.). — A solution for staining differentially the spores and vegetative cells of microorganisms. *Canad. J. res.* (C.), XIX, 1941, 95-98.

Hucker (G.-J.). — Comparison of various methods of Gram-staining (Preliminary Report). *Abstr. bact.,* VI, 2, 1922.

Kufferath (H.). — A propos des spores de *Pseudo-saccharomyces apiculatus* (Reess-Hansen) Klöcker. *Ann. soc. zymologie,* Bruxelles, I, 1929, 214-218.

Langeron (M.) et Guerra (P.). — Nouvelles recherches de zymologie médicale. *Ann. de paras.,* XVI, 1938.

Langeron (M.). — *Précis de microscopie,* 7e édition, 1948, Paris, Masson et Cie.

— *Précis de mycologie,* Paris, Masson et Cie, 1945.

Mac Clung (L.-S.). — On the staining of yeast spores. *Science,* XCVIII, 1943, 159-160.

Maneval (W.-E.). — Staining bacteria and yeasts with acid dyes. *Stain technology,* XVI, 1941, 13-19.

Mangin (L.). — Recherches anatomiques sur les péronosporées. *Bull. Soc. hist. nat. Autun,* VIII, 1895.

Romell (L.-G.). — A blue stain for microorganisms in humus and in soil. *Stain technology,* IX, 1934, 141-145.

Todd (R.) et Herrmann (W.-W.). — The life cycle of the organism causing yeast meningitis. *J. of. bact.,* 32, 1936, 89-102, 3 pl.

Vanbreuseghem (R.). — Sur l'emploi à froid de la méthode de Kufferath. *Annales de parasitologie,* XXII, 1947.

Weiss (E.). — A simple method for staining fungi. *Proc. soc. exper. biol. med.,* XXX, 1933, 466-467, p. 235-236.

Windisch (E.). — *Arch. f. Mikrobiol.,* XI, 1940, p. 368.

Winogradsky (S.). — *Ann. Inst. Pasteur,* Paris, XXXIX, 1925, 299-354, pl. IV.

Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris (Directeur : Prof. E. Brumpt), Section de Mycologie (Chef de service : Dr M. Langeron).

NOTES ET INFORMATIONS

Larve de Cestode chez un hémiptère hétéroptère. — Dans la cavité générale d'un mâle de *Scoloposthetus pictus* Schilling (fam. *Lygæidæ*) récolté près de Montpellier (Hérault), l'un de nous (25-3-1943) a trouvé trois individus d'une larve (ou postlarve) de Cyclophyllide. Ces très jeunes Cestodes mesuraient 250 × 140 μ environ, ils étaient sacciformes et mon-

Fig. — Larve de Cestode dans la cavité générale de *Scoloposthetus pictus* (Hémipt. hétéropt.) récolté à Montpellier (Hérault).

traient quatre ventouses ; nous avons pu voir qu'il existait une ventouse apicale. Nous n'avons aucune idée de l'adulte correspondant ; nous attirons seulement l'attention sur le fait nouveau d'un hémiptère hétéroptère pouvant jouer le rôle d'hôte intermédiaire dans le cycle évolutif d'un Cestode.

Robert-Ph. Dollfus et Jacques Carayon.

Ann. de Parasitologie, t. XXII, nos 3-4, 1947, p. 276.

Amœnitates helminthologicæ. — VI. — *Raillietina* (*R.*) *kouridovali* R.-Ph. Dollfus et *Inermicapsifer cubensis* (P. Kouri) P. Kouri. — Dans le n° de décembre 1939 (1) de ces *Annales* (XVII, p. 550), j'ai proposé de nommer *Raillietina* (*R.*) *kouridovali* R.-Ph. D., le Cestode, à ventouses armées de petits crochets, décrit et figuré comme *Raillietina* — sans nom d'espèce — par P. Kouri et J.-M. Doval en 1938. Dans leur description de 1938, sur laquelle je me suis appuyé, ces auteurs [1938 *a*, p. 126 (2) ; 1938 *b*, p. 213 (3)] ont écrit : « **ventosas armadas de muy pequeñas espinas** ». Le caractère des ventouses armées est donc bien nettement précisé, sans ambiguïté, et il éliminait toute possibilité de rapprochement avec le genre africain *Inermicapsifer* (syn. *Hyracotænia*).

Dans les *Abstracts of Communications of the Third International Congress for Microbiology*, paru en 1939, p. 176, ce Cestode est nommé par J. Kouri *Raillietina cubensis* J. Kouri. Dans le *Report of the Proceedings of the Third International Congress for Microbiology*, paru en 1940, p. 452, Kouri (en collaboration avec I. Rappaport) ne donne pas de nom spécifique, mais redécrit ce Cestode comme ayant un « unarmed scolex » et il informe que c'est un *Inermicapsifer* d'après l'étude qui en a été faite par Jean G. Baer ; à la page suivante (p. 453), Jean G. Baer confirme qu'il s'agit d'un *Inermicapsifer* (genre connu seulement chez des *Heterohyrax, Procavia, Golunda, Arvicanthis, Otomys, Cricetomys, Mus,* en Afrique).

L'appellation *Inermicapsifer cubensis* (J. Kouri) est donnée pour la première fois par Kouri le 15-6-1940 (4) à la page 426 de ses « Lecciones de Parasitologia y Medicina tropical » publiées à La Habana ; mais, dans le numéro du *Journal of Parasitology* (XXVI, n° 3), paru le même mois (juin 1940), p. 179, J. Kouri (en collaboration avec I. Rappaport) décrit à nouveau ce Cestode (comme *Inermicapsifer* sp.) sans nom spécifique ; la description est accompagnée de 8 figures dont 2 ou 3 ont déjà été publiées, en 1938, par Kouri et Doval ; il s'agit donc bien, pour Kouri, de son *Raillietina* de 1938 ; or ces figures sont incompatibles avec le genre *Inermicapsifer :* la figure 4 montre clairement l'**ovaire au milieu de la largeur du proglottis,** alors que, par définition du genre, chez *Inermicapsifer,* l'**ovaire est toujours complètement et nettement dans la moitié porale du proglottis et jamais central ;** en outre, la fig. 5 montre que l'utérus, à son début, ne se présente pas comme un sac transverse à la manière des *Inermicapsifer.* Les figures ont été reproduites par H. W. Stunkard (1940, pl. XII) (5) comme celles d'un *Inermicapsifer,*

(1) En raison des circonstances exceptionnelles, ce numéro n'a pu être distribué qu'au début de mars 1940.

(2) *Boletin mensual de la Clinica Asociación de Damas de la Covadonga,* La Habana, V, n° 6, junio 1938.

(3) *Revista de Medicina Tropical y Parasitologia,* La Habana, IV, n° 4, julio-agosto 1938.

(4) *fide* José A. Bustamente *in Revista Kuba de Medicina Tropical y Parasitologia,* III, n° 2, febr. 1947, p. 54.

(5) *Revista de Medicina Tropical y Parasitologia,* La Habana, VI, n°s 5-6, sept.-déc. 1940.

I. cubensis (Kouri, 1939), sans que cet éminent helminthologiste ait fait remarquer l'incompatibilité de l'ovaire central avec la diagnose du genre africain parasite d'*Hyracoidea* et *Rodentia*.

Comme il n'est pas croyable que J.-G. Baer ait pu attribuer à *Inermicapsifer* le Cestode de 1938 à « ventosas armadas de muy pequeñas espinas » et à ovaire au milieu de la largeur du proglottis, il a dû examiner un autre Cestode et il faut supposer que les matériaux de Kouri sont référables à deux espèces, une du genre *Inermicapsifer* (qui a été étudiée par J.-G. Baer et n'est pas celle figurée par Kouri) et une du genre *Raillietina* (qui est celle nommée par moi *R.* (*R.*) *kouridovali* R.-Ph. D. et qui a été figurée par Kouri).

Le nombre des cas humains d' « Inermicapsiferiasis » inventoriés par J. Kouri avant janvier 1947 (1) s'élevant à 64, il ne semble pas s'agir de parasites tellement exceptionnels à Cuba, il est donc désirable qu'une étude (morphologique, anatomique, systématique) de ce matériel, par un helminthologiste spécialisé dans ce genre de travaux, vienne apporter la démonstration de l'homogénéité ou de l'hétérogénéité spécifique de l'ensemble des spécimens récoltés, y compris le spécimen original à ventouses armées de 1938.

Robert-Ph. Dollfus.

Note ajoutée après la correction des épreuves. — Ayant récemment reçu des *Raillietina* de l'homme, récoltés par le Dr Luis A. Leon en Equateur, j'ai demandé, pour comparaison, au Dr P. Kouri de m'envoyer un *Inermicapsifer cubensis* (P. Kouri). Le Dr P. Kouri m'a aimablement adressé un spécimen considéré par lui comme *Inermicapsifer ;* le scolex, incomplet et mutilé, ne peut malheureusement pas fournir de caractères, mais les proglottis ont pu être étudiés ; il s'agit d'un cestode n'ayant pas l'ovaire dans la moitié porale du segment, mais au milieu, ce n'est donc pas un *Inermicapsifer,* et l'anatomie est exactement celle d'un *Raillietina !* Le Dr P. Kouri m'informe (5-2-1948) qu'il a maintenant contrôlé 72 cas humains d'inermicapsiferiase ; je suppose donc qu'il me sera possible d'obtenir un authentique *Inermicapsifer* de l'homme, de Cuba, pour en préciser les caractères distinctifs dans une prochaine publication.

R.-Ph. D.

Premier Congrès international de physio-pathologie de la reproduction animale et de la fécondation artificielle. — Le Congrès aura lieu à Milan (Italie) du 23 au 30 juin 1948, précédant le *Congrès international de génétique* (Stockholm, 7-14 juillet 1948) et le *Congrès international de zoologie* (Paris, 21-27 juillet 1948). La Food agricultural organisation (F.A.O.) et l'Unesco (United Nations educational and cultural organisation) ont assuré leur appui. *Frais d'inscription :* 8 dollars ou 2 livres sterling pour les congressistes et 4 dollars ou 1 livre sterling pour les personnes accompagnant les congressistes.

(1) *Revista Kuba de Meaicina Tropical y Parasitologia,* III, n° 3, marzo 1947, p. 62.

RÉPERTOIRE

D'ESPÈCES ET DE GENRES NOUVEAUX

Hyphomycètes

Phialophora compacta (Carrión) Binford, Hess et Emmons. *Phialosporaceæ. Nov. comb. pro Hormodendrum compactum* Carrión. *Arch. derma. syph.*, Chicago, XLIX, 1944, p. 402.

Phialophora pedrosoi (Brumpt) Binford, Hess et Emmons. *Phialosporaceæ. Nov. comb. pro Ho modendrum pedrosoi* Brumpt. *Arch. derm. syph.*, Chicago, XLIX, 1944, p. 402.

Candida blanci Catanei. *Blastosporaceæ.* Ecureuil marocain [*Xerus* (*Atlantoxerus*) *getulus*], Maroc. *Apud* Blanc et Catanei, *Arch. Inst. Pasteur Algérie*, XXII, 1944, p. 161.

Malassezia ochoterenai Maecke. *Incertae sedis.* Homme. Mexique, *An. Inst. biol. Univ. Mexico*, XII, 1941, p. 544.

Acrostalagmus goniodes Drechsler. *Conidiosporaceæ.* Prédateur de Nématodes. *Bunonema* sp. U.S.A., Virginie. *J. Wash. Acad. sc.*, XXXII, 1942, p. 347.

Acrostalagmus tagenophorus Drechsler *Conidiosporaceæ.* Prédateur de rotifères. U.S.A., Washington, D.C. et Virginie. *J. Wash. Acad. sc.* XXXII, 1942, p. 349.

Cephalosporium luteum Varrall. *Conidiosporaceæ.* Galeries de *Xyleborus pecanis.* U.S.A. Etats du Sud. *J. agric. res.*, LXVI, 1943, p. 141.

Cephalosporium pallidum Verrall. *Conidiosporaceæ. Xyleborus affinis* et ses galeries. U.S.A., Etats du Sud. *J. agric. res.*, LXVI, 1943, p. 139.

Monilia brunnea Verrall. *Conidiosporaceæ.* Galeries de *Pterocyclon mali.* U.S.A. Etats du Sud. *J. agric. res.*, LXVI, 1943, p. 142.

Penicillium resticulosum Birkinshaw, Raistrick et G. Smith. *Phialosporaceæ.* Contamination de laboratoire. Angleterre. *Biochem. J.*, XXXVI, 1942, p. 830.

Trichothecium arrhenopum Drechsler. *Conidiosporaceæ.* Sur *Pythium graminicola.* U.S.A., Wisconsin. *Phytopathology.* XXXIII, 1943, p. 232.

Dactylella heterospora Drechsler. *Conidiosporaceæ.* Prédateur de Nématodes (*Plectus parvus*). U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXV, 1943, p. 347.

Nematoctonus leptosporus Drechsler. *Basidiomycetes.* Prédateur de Nématodes (*Bunonema*). U.S.A., Maryland. *J. Wash. Acad. sc.*, XXXIII, 1943, p. 188.

Nematoctonus pachysporus Drechsler. *Basidiomycetes.* Prédateur de Nématodes (*Rhabditis monhystera*). U. S. A., Maryland. *J. Wash. Acad. sc.*, XXXIII, 1943, p. 185.

Akanthomyces sphingum (Schwein.) Petch. *Stilbellaceæ*. *Comb. nov. pro. Isaria sphingum* Schwein. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 82.

Cylindrodendrum suffultum Petch. *Conidiosporaceæ*. Sur pupes de Diptères. Angleterre. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 91.

Pseudallescheria Negroni et I. Fischer, *Aleuri sporaceæ*. Espèce type : *P. sheari* Negroni et I. Fischer. *Rev. Inst. bact. B.-Aires*, XII, 1944, p. 201.

Pseudallescheria sheari Negroni et I. Fischer. *Aleuriosporaceæ*. Homme Rép. Argentine. *Rev. Inst. bact. B.-Aires*, XII, 1944. p. 201.

Proteomyces variabilis Boedyn et Verbunt. *Thallosporaceæ*. Peau. Homme. Batavia. *Mycopathologia*, I, 1938, p. 189.

Mycotorula messanensis Ciferri et Redaelli. *Blastosporaceæ*. Homme. Italie. *Apud* Redaelli et Ciferri, *Atti Ist. bot. Univ. Pavia*, (5), III, 1943, p. 46.

Verticillium larvarum Petch. *Conidiosporaceæ*. Sur larves de Lépidoptères. Ceylan. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 91.

Acremonium cinnabarinum A. et R. Sartory. *Conidiosporaceæ*. Mycose gommeuse. Homme (*Homo sapiens*). Afrique occidentale. *C. R. Acad. sc.* Paris, CCXVI, 1943, p. 391.

Arthrobotrys entomopaga Drechsler. *Conidiosporaceæ*. Prédateur de Sminthurides et de Nématodes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXVI, 1944, p. 392.

Aspergillus septatus A. et R. Sartory. *Phialosporaceæ*. Poumon. Homme France. *C. R. Acad. sc.*, Paris, CCXVI, 1943, p. 428.

Blastomyces brasiliensis (Splendore) Conant et Howell. *Incertæ sedis, Comb nov. pro. Cocci tioides brasiliensis* Splendore. *Proc. Soc. exp. biol.*, N.Y., XLVI, 1941, p. 428.

Cylindrophora aranearum Petch. *Conidiosporaceæ*. Sur araignées. Angleterre. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 85.

Dactylaria psychrophila Drechsler. *Conidiosporaceæ*. Prédateur de Nématodes. U.S.A., Maine. *Mycologia*, XXXVI, 1944; p. 101.

Spicaria stricta Petch. *Phialosporaceæ*. Sur araignées. Angleterre. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 90.

Acremoniella* (*Allescheriella*) *unguis A. et R. Sartory. *Aleuriosporaceæ*. Onychomycose. Femme. France. *C. R. Acad. sc.*, Paris, CCXVIII, 1944, p. 807.

Glenospora verrucosa A. et R. Sartory. *Aleuriosporaceæ*. Lésion cutanée verruqueuse. Femme. Strasbourg. *Bull. Acad. méd.*, Paris, CXXVII, 1943, p. 741.

Trichosporon ribeiroi Morais. Piedra blanche, pointe des cheveux. Homme. Brésil, Rio Grande do Sul. *Cultura medica*, Rio-de-Janeiro, III, 1941, nº 1.

Peyronellaea Goidanich. Sphéropsidales. Espèce type : *P. polymorpha* (Planchon 1900) (= *Alternaria polymorpha* Planchon 1900). *Accad. nazion. dei Lincei. Rendiconti classe sc. fis., mat. e nat.* (8), I, 1946, p. 449.

Peyronellaea hominis (Agostini et Tredeci 1935), Goidanich, 1946 (= *Phoma hominis* Agostini et Tredeci 1935). Sphéropsidales. Homme : Granulome du pied, dermatomycose de la main, mycose génitale d'une

femme, otomycoses, rhinites. Italie. *Accad. nazion. dei Lincei. Rendiconti Classe sc. fis., mat. e nat.* (8 , I, 1946, p. 455.

Mycotorula azymatica M. Serrano. *Blastosporaceæ*. Homme. Allemagne. *Ztschr. f. Parasitenk.*, XII, 1940, p. 22.

Glenosporopsis O. da Fonseca. *Aleuriosporaceæ*. Espèce type : *G. amazonensis* O. da Fonseca. O. da Fonseca, *Parasitologia medica*, Rio-de-Janeiro, Editora Guanabora, 1943, I, p. 710.

Glenosporopsis amazonensis O. da Fonseca. *Aleuriosporaceæ*. Homme, Granulomatose cutanée blastomycoïde. Brésil. O. da Fonseca, *Parasitologia medica*, Rio-de-Janeiro, Editora Guanabora, 1943, I, p. 711.

Lutziomyces O. da Fonseca 1939. *Incertæ sedis*. Espèce type : *L. histosporocellularis* (Haberfeld 1919) (=*Zymonema histosporocellularis* Haberfeld 1919). O. da Fonseca, *Parasitologia medica*, Rio-de-Janeiro, Editora Guanabora, 1943, I, p. 215.

Cephalosporium cordoniformis S. Barbosa, *Conidiosporaceæ*. Onychomycose. Homme. Brésil, São Paulo, *Mycopathologia*, III, 1941 p. 93.

M. Langeron.

Phycomycètes

Olpidium granulatum J. S. Karling. *Chytridiales, Olpidiaceæ*. Prédateur de rotifères (œufs et adultes). Brésil, Matto Grosso et Amazonie. *Lloydia*, IX, 1946, p. 1.

Olpidium rotiferum J. S. Karling. *Chytridiales, Olpidiaceæ*. Prédateur de rotifères (œufs et adultes). Brésil, Matto Grosso et Amazonie. *Lloydia*, IX, 1946, p. 1.

Phlyctochytrium nematodae J. S. Karling. *Chytridiales*. Parasites d'œufs de nématodes. Brésil, Matto Grosso et Amazonie. *Lloydia*, IX, 1946, p. 1.

Cochlonema euryblastum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes parmi des feuilles pourrissantes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXIV, 1942, p. 287.

Cochlonema symplocum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'*Amœba verrucosa*. U.S.A., Wisconsin. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 266.

Cochlonema ozotum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur de *Sphenoderia dentata*. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXVII, 1945, p. 15.

Cystopage intercalaris Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ* Prédateur de nématodes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXVII, 1945, p. 5.

Stylopage minutula Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXVII, 1945, p. 18.

Helicocephalum diplosporum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Sur œufs de nématodes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXV, 1943, p. 140.

Haptoglossa Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Espèce type : *H. heterospora* Drechsler. *J. Wash. Acad. sc.*, XXX, 1940, p. 246.

Haptoglossa heterospora Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur de Nématodes U.S.A., Maryland, Virginie, Wisconsin. *J. Wash. Acad. sc.*, XXX, 1940, p. 251.

Meristacrum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ.* Espèce type : *M. asterospermum* Drechsler. *J. Wash. Acad. sc.*, XXX, 1940, p. 251.

Meristacrum asterospermum Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ.* Prédateur de Nématodes. U.S.A., Wisconsin. *J. Wash. Acad. sc.*, XXX, 1940, p. 251.

Cystopage Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ.* Espèce type : *C. lateralis* Drechsler. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 251.

Cystopage lateralis Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ.* Prédateur de Nématodes, U.S.A. Wisconsin. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 251.

Cystopage subtilis Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ.* Prédateur de protozoaires. U.S.A., W sconsin. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 255.

Empusa acaricida Petch. *Entomophthorales.* Sur *Halotydeus destructor.* Australie occidentale. *Proc. Linn. Soc. N.S.W.*, LXV, 1940, p. 259.

Olpidiopsis sphaeritae (Dangeard) Karling. *Lagenidiales. Comb. nov. pro. Olpidium sphæritæ* Dangeard. *Amer. J. bot.*, XXIX, 1942, p. 24.

Lagenidium microsporum Karling. *Lagenidiales.* Parasite de *Distyla*, Brésil. *Lloydia*, VII, 1944, p. 328.

Lagenidium parthenosporum Karling. *Lagenidiales.* Parasite de *Distyla, Philodina, Chætonotus larus, Heterodera.* Brésil. *Lloydia*, VII, 1944, p. 329.

Cœlomomyces dodgei Couch. *Incertæ sedis*, Larves d'*Anopheles crucians.* U.S.A., Georgie. *J. Elisha Mitchell sc. soc.*, LXI, 1945, p. 129.

Cœlomomyces pentangulatus Couch. *Incertæ sedis.* Sur *Culex erraticus.* U S.A., Georgie. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.*, LXI, 1945, p. 130.

Cœlomomyces psorophorae Couch. *Incertæ sedis.* Larves de *Psorophora ciliata.* U.S.A., Georgie. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.*, LXI, 1945, p. 129.

Cœlomomyces quadrangulatus Couch. *Incertæ sedis.* Larves d'*Anopheles.* U.S.A., Georgie. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.*, LXI, 1945, p. 130.

Cœlomomyces uranotaeniae Couch. *Incertæ sedis.* Sur *Uranotænia sapphirina.* U.S.A., Georgie. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.*, LXI, 1945, p. 130.

Gonimochaete Drechsler. *Entomophthoraceæ.* Espèce type : *G. horridula* Drechsler. *Bull. Torrey bot. Club*, LXXIII, 1946. p. 14.

Gonimochaete horridula Drechsler. *Entomophthoraceæ.* Sur *Acrobeloides.* U.S.A., Delaware. *Bull. Torrey bot. Club*, LXXIII, 1946, p. 15.

Aphanomyces amphigynus Cutter. *Saprolegniaceæ.* Sur exuvies d'Insectes aquatiques, Danemark. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 227.

Lagenidium callinectes Couch. *Lagenidaceæ.* Sur *Callinectes sapidus.* U.S.A. Virginie. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.*, LVIII, 1942, p. 158.

Rhizophydium vermicola Sparrow, *Chytridiales.* sur *Anguillula* infectés par d'autres champignons. Etats-Unis et Angleterre. Sparrow, *Aquatic Phycomyceles exclusive of the* Saprolegniaceæ *and* Pythium, 1943, p. 188.

Chytridiopsis habui Jirovec. *Incertæ sedis. Rhynchelmis limosella.* Tchécoslovaquie, Bohême, marécages aux bords de l'Elbe. *Arch. f. Protistenk.*, XCIV, 1940, p. 84.

Chytridiopsis limnodrili Jirovec. *Incertæ sedis. Limnodrilus missionicus.* Rép. Argentine. *Arch. f. Protistenk.*, XCIV, 1940, p. 83.

Haplosporidium aulodrili Jirovec. *Incertæ sedis*. *Aulodrilus pluriseta*. Ukraine carpathique. *Arch. f. Protistenk.*, XCIV, 1940, p. 80.

Empusa acaridis Petch. *Entomophthoraceæ*. Acariens. Angleterre. *Trans. brit. Mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 87.

Entomophthora anglica Petch. *Entomophthoraceæ*. Sur coléoptères. Angleterre. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXVII, 1944, p. 89.

Lagenidium distylae Karling. *Lagenidaceæ*. Dans œufs de *Distyla*. Brésil. *Lloydia*, VII, 1944, p. 330.

Acaulopage gomphoclada Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes parmi les feuilles pourrissantes de *Poa pratensis*. U.S.A., Maryland. *Mycologia*, XXXIV, 1942. p. 281.

Acaulopage lasiospora Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes parmi des feuilles pourries. U.S.A., Maryland. *Mycologia*, XXXIV, 1942, p. 276.

Acaulopage hystricospora Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes. U.S.A., Maryland. *Mycologia*, XXXVIII, 1946, p. 138.

Acaulopage lophospora Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes. U.S.A., Colorado. *Mycologia*, XXXVIII, 1946, p. 136.

Acaulopage dichotoma Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes, U.S.A., Wisconsin. *Mycologia*, XXXVII, 1945, p. 19.

Acaulopage stenospora Drechsler. *Entomophthorales, Zoopagaceæ*. Prédateur d'amibes. U.S.A., Virginie. *Mycologia*, XXXIII. 1941, p. 257.

Cœlomomyces africanus A.-J. Walker. *Incertæ sedis*. Cavité générale. *Anopheles costalis* (adulte, larve, nymphe) (Dipt.). Sierra Leone. *Ann. of trop. med. paras.*, XXXII, 1938, p. 239.

Coemansia (1) ***violacea*** A. et R. Sartory. *Piptocephalidaceæ*. Tube digestif Bousier (Coléopt.). Strasbourg. *C.R. Acad. sc.*, Paris, CCXIX, 1944, p. 216.

Massospora tipulae J. P. Porter. *Entomophthoraceæ*. Sur *Tipula triplex colei* (Dipt.). Tennessee, U.S.A. *J. Elisha Mitchell sc. Soc.* LVIII, 1942, p. 347.

M. Langeron

Ascomycètes

Ophiocordyceps gryllotalpae (Kobayasi) Petch. *Hypocreales*. *Comb. nov. pro Cordyceps gryllotalpæ* Kobayasi. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXV, 1942, p. 255.

Synglioclad ium cleoni (Wize) Petch. *Stilbellaceæ*. *Comb. nov. pro Acremonium cleoni* Wize. *Trans. brit. mycol. Soc.*, XXV, 1942, p. 263.

Synglioclad ium intricatum Petch. *Stilbellaceæ*. Sur larve de *Phyllophaga anxia*. Canada, Ontario. *Trans. brit. mycol. Soc* , XXV, 1942, p. 264.

Zygosaccharomyces nectarophilus Lochhead et Farrel, *Saccharomycetaceæ*. Canada. *Canada J. Res.*, sect. C, XX, 1942, p. 90.

Endomyces bispora Verrall. *Endomycetaceæ*. *Platypus compositus* et ses galeries. U.S.A., États du Sud. *J. agric. res.*, LXVI, 1943, p. 137.

(1) Ce nom générique a été orthographié *Cæmansia* par les auteurs et placé expressément par eux dans les Mucédinées !

Zygopichia nitrophila Serrano. *Saccharomycetaceæ*. Homme. Allemagne. *Ztrlbl. f. Bakt.*, I, Orig., CXLVII, 1941, p. 103.

Torrubiella albolanata Petch. *Hypocreales*. Sur araignées. Angleterre. *Trans. brit. mycol. Soc..*, XXVII, 1944, p. 85.

Torrubiella albotomentosa Petch. *Hypocreales*. Sur pupe de Diptère. Angleterre. *Trans. brit. mycol soc.*, XXVII, 1:44, p. 86.

Torrubiella blattae Petch. *Hypocreales*. Sur Blattide. Ile Maurice. *Mauritius Inst. Bull.*, II, 1941, p. 16.

Sporormia articulata Viégas et Texeira. *Sphæriales, Sordariaceæ*. Homme Brésil. *Bragantia*, III, 1943, p. 155.

Favotrichophyton decipiens Boedyn et Verbunt. *Gymnoascaceæ*. Cheveux. Enfants. Batavia. *Mycopathologia*, I, 1938, p. 194.

Piedraia javanica Boedyn et Verbunt. *Protothyriaceæ*. Cheve x. Homme. Poerbalingga, Poerwokerto, Java. *Mycopathologia*, I, 1938, p. 196.

Zygosaccharomyces leproticus F. de Mello et L. de Faria. *Saccharomycetaceæ*. Ulcères léprotiques. Homme. Nova Goa, Inde portugaise. *Mycopathologia*, I, 1938, p. 203.

Saccharomyces ciferrii F. de Mello et L. de Faria. *Saccharomycetaceæ*. Ulcères léprotiques. Homme. Nova Goa, Inde portugaise. *Mycopathologia*, I, 1938, p. 207.

Cordycepioideus Stifler. *Hypocreales*. Espèce type : *C. bisporus* Stifler. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 85.

Cordycepioideus bisporus Stifler. *Hypocreales. Macrotermes natalensis*. Afrique, Tanganyika. *Mycologia*, XXXIII, 1941, p. 85.

Cordyceps arachnelcola Y. Kobayasi. *Hypocreales*. Sur *Araneus ventricosus*. Japon. *Sc. Rep. Tokyo Bunrika Daig.*, Sect. B. V, 1941, p. 123.

Cordyceps gracilioides Y. Kobayasi. *Hypocreales*. Sur larves de *Cossidæ*. Japon. *Sc. Rep. Tokyo Bunrika Daig.*, Sect. B, V, 1941, p. 141.

Cordyceps gryllotalpae Y. Kobayasi. *Hypocreales*. Sur *Gryllotalpa africana*. Corée. *Sc. Rep. Tokyo Bunrika Daig.*, Sect. B, V, 1941, p. 70.

Torulaspora alkoholi Serrano. *Saccharomycetaceæ*. Homme. Allemagne *Ztschr. f. Parasitenk.*, XII, 1940, p. 20.

M. LANGERON.

Spirochètes

Leptospira oryzeti Babudieri. *Spirochætidæ*. Sang. Homme. Italie, plaine du Pô. *Rivist. parassitol.*, III, 1939, p. 93.

Spirochaeta dromadis Sergent et Poncet. *Spirochætidæ*. Sang. Dromadaire (Mamm.). Algérie, Touggourt (sud Constantinois). *Arch. Inst. Pasteur* Algérie, XVII, 1939, p. 509.

Treponema vesiculae A. Dubois. *Spirochætidæ*. Vésicules séminales. Souris blanche (Mamm.). Institut médical tropical, Anvers, Belgique. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXXIII, 1940, p. 11.

M. LANGERON.

Rhizopodes

Dobellina A. Bishop et P. Tate. *Amœbidæ*. Espèce type : *D. mesnili*. (Keilin 1917) (= *Entamœba mesnili* Keilin 1917). *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 509.

Entamœba criceti O. Starkoff. *Amœbidæ*. Gros intestin. *Cricetus cricetus* (Mamm.). Italie. *Riv. de parassitologia*, VI, 1942, p. 59.

M. LANGERON.

Sporozoaires

Eimeria chrysemidis Deeds et Jahn. *Eimeriidæ*. Intestin. *Chrysemis marginata bellii* (Rept.). U.S.A., nord-ouest de l'Iowa, Lake West O Koboji. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LVIII, 1939, p. 250.

Eimeria auburnensis Christensen et Porter. *Eimeriidæ*. Intestin. Bovins. U.S.A., Alabama, Auburn. *Proc. helminth. Soc., Washington*, VI, 1939, p. 43.

Henneguya nigris Boud. Myxosporidie. Branchies. *Esox niger* (Poiss.). Middle River. Maryland, U.S.A. *Jl. of paras.*, XXV, 1939, p. 378.

Henneguya acuta Boud. Myxosporidie. Branchies. *Esox masquinongy* (Poiss.). Lac Chautauqua, N.Y., U.S.A. *Jl. of paras.*, XXV, 1939, p. 378.

Myxosoma cuneata Boud. Myxosporidie. Sous le derme des arcs branchiaux. *Esox masquinongy* (Poiss.). Lac Chautauqua, N.Y., U.S.A. *Jl. of paras.*, XXV, 1939, p. 379.

Myxosoma muelleri Boud. Myxosporidie. Tissu conjonctif entre les lamelles branchiales. *Esox masquinongy* (Poiss.). Lac Chautauqua, N.Y., U.S.A. *Jl. of paras.*, XXV, 1939, p. 379.

Nuttallia guglielmi M. Carpano. *Piroplasmidæ*. Sang. *Testudo campanulata* (Rept.). Egypte. *Rivista di parassitol.*, III, 1939, p. 267.

Eimeria maior R. F. Honess. *Eimeriidæ*. Intestin. *Sylvilagus nuttallii grangeri* (Allen) (Mamm.). Etats-Unis. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 283.

Eimeria environ R. F. Honess. *Eimeriidæ*. Intestin. *Sylvilagus nuttallii grangeri* (Allen) (Mamm.). Etats-Unis. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 283.

Leucocytozoon galli M. Yvanitch. *Leucocytozoidæ*. Sang. *Gallus domesticus* L. (Poule) (Ois.). Yougoslavie. *Arhiv. Minist. Poljopriv., Belgrade*, IV, 1937, p. 3.

Isospora struthionis Yakimoff. *Eimeridæ*. Intestin. Autruche d'Afrique. Parc zoologique d'Achkhabad (Turkmenistan). *Ann. Soc. belge med. trop.*, XX, 1940, p. 137.

Eimeria ildefonsoi S. Torres et I. Ramos. *Eimeridæ*. Intestin. Bœuf. Brésil, Pernambuco. *Bol. Soc. brasileira med. veter.*, IX, 1939, p. 253.

Eimeria brasiliensis S. Torres et I. Ramos. *Eimeridæ*. Intestin. Bœuf. Brésil, Pernambuco. *Bol. Soc. brasileira med. veter.*, IX, 1939, p. 253.

M. LANGERON.

Flagellés

Pseudotrichomonas Ann Bishop. *Trichomonadidæ*. Espèce type : P. *keilini* (Ann Bishop 1935) (= *Trichomonas keilini* Ann Bishop 1935). *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 472.

M. LANGERON.

Infusoires

Balantidium kirbyi J. M. Rodriguez. *Bursaridæ*. Gros intestin. *Xenopus lævis* (Daudin) (Batr.). Afrique du Sud, province du Cap. *Jl. of paras.*, XXV, 1939, p. 197.

Nyctotherus jaboti Carini. *Bursaridæ*. Intestin. *Testudo tabulata* (Rept.). Brésil, Santos. *Arch. biol.*, XXII, 1939, n° 211.

Nyctotherus amphisbaenae Carini. *Bursaridæ*. Intestin. *Amphisbæna* sp. (Rept.). São Bernardo, Etat de St-Paul, Brésil. *Arquivos de biol.*, São Paulo, XXIII, 1939, n° 217.

Muniziella F. da Fonseca. *Pycnotrichidæ*. Espèce type : *M. cunhai* F. da Fonseca. *Mem. Inst. Butantan*, XII, 1938-1939, p. 171.

Muniziella cunhai F. da Fonseca. *Pycnotrichidæ*. Cæcum. *Hydrochœrus capybara* (Mamm.). Brésil, São Paulo, Parque do Estado. *Mem. Inst. Butantan*, XII, 1938-1939, p. 165.

M. Langeron.

Trématodes

Anenterotrema H. Stunkard. *Incertæ sedis*. Espèce type : *A. auritum* H. Stunkard. *Carnegie Inst. Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 42.

Anenterotrema auritum H. Stunkard. *Incertæ sedis*. Localisation inconnue. *Micronycteres megalotis mexicana* Miller (Mamm.). Yucatan, Xmahit Cave, Tekax et Xconsacab, Tizamin. *Carnegie Inst. Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 42.

Anenterotrema singulare H. Stunkard. *Incertæ sedis*. Localisation inconnue. *Natalus mexicanus* Miller (Mamm.). Yucatan, Balaam Cauche Cave, Chichen Itza. *Carnegie Inst. Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 45.

Myotitrema R. W. Macy. *Lecithodendriidæ*. Espèce type : *M. asymmetrica* R. W. Macy. *Jl. of paras.*, XXVI, 1940, p. 83.

Myotitrema asymmetrica R. W. Macy. *Lecithodendriidæ*. Intestin. *Myotis lucifugus* (Le Conte) (Mamm.). U.S.A., Minnesota, Hennepin County, Lac Minnetonka. *Jl. of paras.*, XXVI, 1940, p. 83.

Spelotrema papillorobusta J. S. Rankin. *Microphallidæ*. Cæca et gros intestin. *Arenaria interpres morinella* (L.). *Pisobia minutilla* (Vieillot). *Crocethia alba* (Pallas) (Ois.). Etats-Unis, Massachussetts, Woods Hole, Nonamessett et West Falmouth, Sippiwissett Beach. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LIX, 1940, p. 44.

Allassogonoporus vespertilionis R. W. Macy, *Lecithodendriidæ*. Intestin. *Myotis californicus caurinus* Miller (Mamm.). Etats-Unis, Oregon, Mc Minnville. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LIX, 1940, p. 48.

Paradistomum zonuri J. R. Malan. *Dicrocœliinæ*. Vésicule biliaire. *Zonurus cordylus*, var. *flavus* et var. *niger* (Rept.). Afrique du Sud, Du Toit's Kloof, Wellington, C. P. et Jonker's Hoek, Stellenbosch, C. P. *Onderstepoort Jl. veter sc.*, XII, 1939, p. 23.

Amphimerus lintoni W.C. Gower. *Opisthorchiidæ*. Pancréas. *Gavia immer* (Ois.). Etats-Unis. *Proc. U.S. national Mus.*, LXXXVII, 1939, n° 3071 p. 139.

Clinostomum abdoni Tubangui et Garcia. *Clinostomatidæ*. Cavité buccale, sous la langue. *Felis catus domesticus* (Mamm.). Iles Philippines, Mindanao, Province de Surigao, Surigao. *Philippine Jl. of sc.*, LXX, 1939, p. 397.

Parabascoides H. Stunkard. *Lecithodendriidæ*. Espèce type : *P. yucatanensis* H. Stunkard. *Carnegie Inst. of Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 34.

Parabascoides yucatanensis H. Stunkard. *Lecithodendriidæ*. Intestin (?). *Natalus mexicanus* Miller (Mamm.). Yucatan. Balaam Cauche Cave, Chichen Itza. *Carnegie Inst. of Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 34.

Choristogonoporus H. Stunkard. *Lecithodendriidæ*. Espèce type : *C. lima* (Van Beneden 1872). *Carnegie Inst. of Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 38.

Acanthostomum minimum H. Stunkard. *Acanthostomidæ*. Localisation non indiquée. *Rhamdia guatemalensis*. Yucatan, Kana Cave et San Isidro Cave. *Carnegie Inst. of Washington*, Publ. n° 491, 1938, p. 39.

M. LANGERON.

Cestodes

Diphyllobothrium nenzi M.I. Patron. *Diphyllobothriidæ*. Intestin. Homme. Russie, district national de Hentsi. *Med. paras. and paras. dis., Moscou*, VII, 1938, p. 406.

Idiogenes buteonis R. L. Schultz. *Davaineidæ*. Intestin grêle. *Buteo swainsoni* (Bonaparte) (Ois.). U.S.A., Oklahoma, Watonga. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LVIII, 1939, p. 448.

Oochoristica parvovaria G.M. Steelman. *Anoplocephalidæ*. Intestin grêle. *Phrynosoma cornutum* (Harlan) (Rept.). U.S.A., Oklahoma, Stillwater. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LVIII, 1939, p. 452.

Hymenolepis cambrensis Th. I. Davies. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Hæmatopus ostralegus* L. (Ois.). Monk's Cave et Wallag, Cardigan coast, Angleterre. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 407.

Hymenolepis lauriei Th. I. Davies. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Hæmatopus ostralegus* L. (Ois.). Doney mud-flats, Cardigan coast, Angleterre. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 409.

Cotugnia longicirrosa L. N. Johri. *Davaineidæ*. Intestin. *Pavo cristatus* L. (Ois.). Inde, United Provinces, Pilibhit, Tatarganj, région de Terai Forest, au nord de la rivière Sharda. *Ann. trop. med. paras.*, XXXIII, 1939, p. 211.

Raillietina (Paroniella) symonsii L. N. Johri. *Davaineidæ*. Intestin. *Pavo cristatus* L. (Ois.). Inde, United Provinces, Pilibhit, Tatarganj, region de Terai Forest au nord de la rivière Sharda, *Ann. trop. med. paras.*, XXXIII, 1939, p. 214.

Oochoristica parva H. Stunkard. *Anoplocephalidæ*. Intestin. *Coleonyx elegans* Gray (Rept.). Yucatan, Gongora, Oxkutzcab. *Carnegie Inst. Washington* Publ. n° 491, 1938, p. 46.

Taenia larvei P. C. Hamilton. *Tæniadæ*. Intestin grêle. *Canis* sp. (coyote) (Mamm.). U.S.A., Oklahoma, Stillwater. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LIX, 1940, p. 64.

M. LANGERON.

Nématodes

Foleyella brachyoptera Wehr et Causey. *Dipetalonematidæ*. Mésentère. *Rana sphenocephala* (Batr.). Etats-Unis, Floride. *Amer. Jl. hyg.*, XXX, 1939, p. 65.

Foleyella dolichoptera Wehr et Causey. *Dipetalonematidæ*. Mésentère. *Rana sphenocephala* (Batr.). Etats-Unis, Floride. *Amer. Jl. hyg.*, XXX, 1939, p. 65.

Paraloa Rodhain et Van den Berghe. *Filariidæ*. Espèce type : *P. anthropopitheci*. *Ann. Soc. belge méd. trop.*, XIX, 1939, p. 451.

Paraloa anthropopitheci Rodhain et Van den Berghe. *Filariidæ*. Adultes dans le tissu conjonctif, microfilaires dans le sang. *Pan satyrus schweinfurti* (Chimpanzé) (Mamm.). Congo belge. *Ann. Soc. belge méd. trop.*, XIX, 1939, p. 451.

Litosomoides leonilavazquezae E. Caballero y C. *Filariidæ*. Cavité péritonéale. *Macrotus mexicanus mexicanus* (Mamm.). Grotte de « Calicanto », Chapa, Etat de Guerrero, Mexique. *Trans. amer. microsc. Soc.*, LVIII, 1939, p. 456.

Camallanus parvus E. Caballero y C. *Camallanidæ*. Intestin grêle. *Chinosternum hirtipes* (Rept.). Tasquillo, Etat d'Hidalgo, Mexique. *Parasitology*, XXI, 1939, p. 448.

Microfilaria madoquae A. Corradetti. *Filariidæ*. Sang. *Madoqua kirki* (antilope dig-dig) (Mamm.). Dancalie méridionale, Erythrée. *Riv. parassitol.*, III, 1939, p. 335.

Setarospiculum Mirza et Basir. *Dicheilonematinæ*. Espèce type : *S. varani* Mirza et Basir. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, XI, 1939, p. 433.

Setarospiculum varani Mirza et Basir. *Dicheilonematinæ*. Péritoine. *Varanus indicus* (Rept.). Inde. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, XI, 1939, p. 433.

Daubneyia P. L. Leroux. *Strongylidæ*. Espèce type : *D. mwanzæ* (Daubney 1924) (= *Œsophagostomum mwanzæ* Daubney 1924). *J. helminthology*, XVIII, 1940, p. 17.

M. LANGERON.

Acanthocéphales

Illiosentis Van Cleave et Lincicome. *Rhadinorhynchidæ*. Espèce type : *I. furcatus* Van Cleave et Lincicome. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 413.

Illiosentis furcatus Van Cleave et Lincicome. *Rhadinorhynchidæ*. Intestin. *Menticirrhus americanus* (L.) (Poiss.). Louisiane, Grand Isle, U.S.A. *Parasitology*, XXXI, 1939, p. 414.

M. LANGERON.

Le Gérant : Georges MASSON.

MASSON et Cie Editeurs, Paris
Dépôt légal : 1948 (1er trimestre) — Numéro d'ordre : 647
à Cahors (France). — 75 963. — C. O. L. 31.2330
Imprimé par Imp. A. COUESLANT (*personnel intéressé*)